



DEPARTAMENTO DE PRODUCCIÓN VEGETAL  
Escuela Técnica Superior de Ingeniería Agronómica  
UNIVERSIDAD POLITÉCNICA DE CARTAGENA

**PROYECTO FINAL DE CARRERA**  
**Ingeniería Técnica Agrícola**

**Estudio de la interacción salinidad x fitorregulador en**  
***Chrysanthemum coronarium* L. cultivado en maceta**

**Yolanda Pastor Férez**

**Cartagena, septiembre 2009**



Universidad Politécnica de Cartagena  
*Departamento de Producción Vegetal*  
*Área de Producción Vegetal*

Sebastián del Pilar Bañón Arias y Encarna Conesa Gallego, profesores del  
Departamento de Producción Vegetal de la Universidad Politécnica de Cartagena

INFORMAN:

Que el presente Proyecto Fin de Carrera, titulado «Estudio de la interacción  
salinidad x fitorregulador en *Chrysanthemum coronarium* L. cultivado en maceta»,  
presentado por Yolanda Pastor Férrez, ha sido realizado bajo nuestra dirección.

Y para que conste, a los efectos oportunos, firmamos el presente escrito en  
Cartagena, a siete de septiembre de dos mil nueve

Fdo: Sebastián del Pilar Bañón Arias

Encarna Conesa Gallego

# ÍNDICE GENERAL

<b>INTRODUCCIÓN.....</b>	<b>7</b>
ANTECEDENTES Y OBJETIVOS.....	7
DESCRIPCIÓN BOTÁNICA DE LA PLANTA .....	9
LOS RETARDADORES DEL CRECIMIENTO VEGETAL.....	12
LA SALINIDAD .....	14
 <b>MATERIALES Y MÉTODOS .....</b>	<b>18</b>
MATERIAL VEGETAL .....	18
CONDICIONES DE CULTIVO .....	18
TRATAMIENTOS .....	20
MEDIDAS EVOLUTIVAS DEL DRENAJE.....	20
MEDIDA DE COLOR DE LAS INFLORESCENCIAS Y DE LA CLOROFILA FOLIAR.....	21
DETERMINACIÓN DE LA PÉRDIDA DE ELECTROLITOS.....	21
MEDIDAS DE LOS PARÁMETROS HÍDRICOS DE LA PLANTA .....	22
MEDIDA DE CRECIMIENTO EN LA PLANTA.....	23
DETERMINACIÓN DE SOLUTOS INORGÁNICOS .....	23
MEDIDA DE LA FLUOROMETRÍA CLOROFÍLICA.....	24
ANÁLISIS ESTADÍSTICO .....	25
 <b>RESULTADOS.....</b>	<b>31</b>
CRECIMIENTO Y DESARROLLO.....	31
RELACIONES HÍDRICAS .....	33
ACUMULACIÓN DE IONES .....	33
FLUORESCENCIA CLOROFÍLICA .....	34
PÉRDIDAS DE ELECTROLITOS .....	35
 <b>DISCUSIÓN .....</b>	<b>48</b>
 <b>CONCLUSIÓN .....</b>	<b>55</b>
 <b>REFERENCIAS .....</b>	<b>57</b>

## ÍNDICE DE TABLAS

<b>TABLA 1.-</b> SIGNIFICACIÓN ESTADÍSTICA DE LA SALINIDAD (SL) Y LOS FITORREGULADORES (FT) Y SU INTERACCIÓN SOBRE LOS PARÁMETROS DE CRECIMIENTO, DESARROLLO Y COLOR. PACLOBUTRAZOL (PAC), ETEFÓN (ETC), CLORURO DE MEPIQUAT (CMC) Y CLORURO DE CLORMEQUAT (CCL) <sup>1</sup> .....	36
<b>TABLA 2.-</b> SIGNIFICACIÓN ESTADÍSTICA DE LA SALINIDAD (SL) Y LOS FITORREGULADORES (FT) Y SU INTERACCIÓN SOBRE LAS RELACIONES HÍDRICAS DE LAS PLANTAS Y LAS CARACTERÍSTICAS DEL DRENAJE. PACLOBUTRAZOL (PAC), ETEFÓN (ETE), CLORURO DE MEPIQUAT (CME) Y CLORURO DE CLORMEQUAT (CCL). $\Psi_h$ (POTENCIAL HÍDRICO FOLIAR), $\Psi_p$ (POTENCIAL DE TURGOR), $\Psi_o$ (POTENCIAL OSMÓTICO), $\Psi_{os}$ (POTENCIAL OSMÓTICO A SATURACIÓN) <sup>1</sup> .....	37
<b>TABLA 3.-</b> SIGNIFICACIÓN ESTADÍSTICA DE LA SALINIDAD (SL) Y LOS FITORREGULADORES (FT) Y SU INTERACCIÓN SOBRE LA CONCENTRACIÓN DE IONES EN HOJAS Y RAÍCES. PACLOBUTRAZOL (PAC), ETEFÓN (ETF), CLORURO DE MEPIQUAT (CME) Y CLORURO DE CLORMEQUAT (CCL). VALORES EN MG/G PESO SECO <sup>1</sup> .....	38
<b>TABLA 4.-</b> SIGNIFICACIÓN ESTADÍSTICA DE LA SALINIDAD (SL) Y LOS FITORREGULADORES (FT) Y SU INTERACCIÓN SOBRE LA FLUORESCENCIA CLOROFÍLICA Y LA LIBERACIÓN DE ELECTROLITOS. PACLOBUTRAZOL (PAC), ETEFÓN (ETF), CLORURO DE MEPIQUAT (CME) Y CLORURO DE CLORMEQUAT (CCL). MÍNIMA FLUORESCENCIA EN ESTADO DE ADAPTACIÓN A LA OSCURIDAD (Fo). EFICIENCIA DEL FOTOSISTEMA II ADAPTADA A LA OSCURIDAD (Fv/Fm). PÉRDIDAS DE ELECTROLITOS (PE) <sup>1</sup> .....	39



## ÍNDICE DE FIGURAS

FIGURA 1.- EFECTOS DE LA SALINIDAD Y LOS FITORREGULADORES SOBRE LA ALTURA DE PLANTA (A), COMPACIDAD (B), NÚMERO DE BOTONES (C) Y CLOROFILA FOLIAR (D). .....	40
FIGURA 2.- EFECTOS DE LA SALINIDAD Y LOS FITORREGULADORES SOBRE LA SUCULENCIA AÉREA .....	41
FIGURA 3.- EFECTOS DE LA SALINIDAD Y LOS FITORREGULADORES SOBRE EL CONTENIDO DE POTASIO EN LAS RAÍCES, CALCIO EN LAS HOJAS BASALES (B), CALCIO EN HOJAS INTERMEDIAS (C) .....	42
FIGURA 4.- EFECTOS DE LA SALINIDAD Y LOS FITORREGULADORES SOBRE Fv/Fm (A), LA PÉRDIDA DE ELECTROLITOS (B).....	43

## ÍNDICE DE FOTOS

<b>FOTO 1.-</b> MORFOLOGÍA DE <i>CHRYSANTHEMUM CORONARIUM</i> L.....	11
<b>FOTO 2.-</b> SEMILLAS DE <i>CHRYSANTHEMUM CORONARIUM</i> L.....	26
<b>FOTO 3.-</b> TRASPLANTE DE <i>CHRYSANTHEMUM CORONARIUM</i> L. A MACETA. ....	26
<b>FOTO 4.-</b> MACETAS COLOCADAS EN LA MESA DEL INVERNADERO. ....	27
<b>FOTO 5.-</b> QUEMADURAS EN HOJAS POR LA SALINIDAD .....	27
<b>FOTO 6.-</b> SISTEMA DE RECOGIDA Y MEDIDA DE DRENAJES .....	28
<b>FOTO 7.-</b> CÁMARA DE SCHOLANDER PARA LA MEDIDA DEL POTENCIAL HÍDRICO. EL ESQUEMA DE LA CÁMARA ESTÁ ADAPTADO DE TAIZ Y ZEIGER; PLANT PHYSIOLOGY, 4TH EDITION ONLINE .....	28
<b>FOTO 8.-</b> DETALLE DE LA MEDIDA DEL POTENCIAL HÍDRICO.....	29
<b>FOTO 9.-</b> OSMÓMETRO DE PRESIÓN DE VAPOR WESCOR 5520 .....	29
<b>FOTO 10.-</b> COMPARATIVA DE ALTURA Y ANCHURA ENTRE TRATAMIENTOS CON FITORREGULADORES Y CONDICIONES SALINAS Y NO SALINAS. ....	44
<b>FOTO 11.-</b> FLORACIÓN PARA LOS DISTINTOS FITORREGULADORES EN CONDICIONES SALINAS Y NO SALINAS .....	45
<b>FOTO 12.-</b> DETALLE DE LA INFLORESCENCIA EN ETEFÓN.....	46
<b>FOTO 13.-</b> MORFOLOGÍA DE LA HOJA PARA LOS DISTINTOS FITORREGULADORES EN CONDICIONES SALINAS Y NO SALINAS .....	46

## INTRODUCCIÓN

---

# INTRODUCCIÓN

## Antecedentes y objetivos

En la producción viverística de la regiones afectadas por la salinidad es frecuente regar con aguas salinas, lo que puede ocasionar problemas de crecimiento y desarrollo en las especies cultivadas, que repercuten negativamente en la calidad de la planta. Los síntomas más comunes de la salinidad en la producción de plantas ornamentales son la reducción del crecimiento, la manifestación de clorosis y necrosis foliares, y la caída de las hojas. Algunos autores han estudiado si la reducción del crecimiento por la salinidad puede ser aplicada para obtener plantas más compactas y reducir las necesidades de la regulación química, pero los resultados obtenidos indican una baja eficacia (Vernieri et al. 2006).

Los síntomas por salinidad son consecuencia de los efectos fisiológicos y bioquímicos inducidos por factores osmóticos e iónicos de las sales (Hare and Cress 1997; Munns, 2002). El efecto osmótico provoca un estrés hídrico en la planta al disminuir el potencial osmótico del medio que restringe las disponibilidades de agua de la planta reduciendo el crecimiento aéreo (Neumann 1997) y radical (Wild, 1988). La deshidratación celular inducida produce daños irreparables sobre las membranas y proteínas (Crowe, 1998). Esta restricción de la disponibilidad hídrica produce una adecuación del potencial hídrico interno de la planta mediante la acumulación de iones salinos y la síntesis de solutos orgánicos (Alarcón et al., 1993). La primera actuación implica un riesgo de toxicidad, deshidratación y desequilibrio nutritivo, y la segunda un desgaste energético (Munns, 2002).

El efecto iónico de la salinidad radica en la absorción de iones salinos específicos hasta acumular de forma directa concentraciones tóxicas (toxicidad iónica específica), y de forma indirecta puede determinar desequilibrios nutricionales (efecto nutricional). Los iones que más problemas inducen son el cloruro ( $\text{Cl}^-$ ) y el sodio ( $\text{Na}^+$ ), aunque hay otros que también pueden ser tóxicos. Algunas especies toleran el estrés salino evitando absorber estos iones o tolerando altas concentraciones en los tejidos mediante compartimentación. La concentración de iones salinos reduce la capacidad fotosintética al dañar cloroplastos (Soldatini y Gianini, 1985) y reducir la clorofila y la actividad enzimática. Como consecuencia la planta es incapaz de producir los carbohidratos que los órganos en crecimiento demandan, lo que implica una mayor reducción de su tasa de crecimiento (Munns y Tester, 2008). La toxicidad por cloro se manifiesta por la aparición de color marrón nueva en el limbo y un amarilleamiento del ápice en las hojas que continua con su muerte y una clorosis general del limbo, mientras que la del

sodio se inicia con una amarillez en el margen foliar que evoluciona necrosándose finalmente (Ferguson y Grattan, 2005). En el medio de cultivo, el Na y el K compiten con la entrada en el interior de las células radicales, y cuando las concentraciones de Na exceden a las del K se producen efectos negativos porque la planta no puede mantener la relación K/Na en sus tejidos (Munnss and Tester, 2008). Cuando la compartimentación de iones no es suficiente, la hoja los acumula en el citoplasma o en las paredes celulares, provocando inactivación de enzimas (Amtmann y Sanders 1999) o deshidratación (Flowers et al., 1991), respectivamente. El Na<sup>+</sup> puede inhibir la actividad enzimática por enlazar con los lugares de inhibición o por desplazar al K<sup>+</sup> de los lugares de activación (Serrano, 1996). El Na<sup>+</sup> puede desplazar al Ca<sup>2+</sup> de las posiciones de intercambio en las membranas celulares (Cramer et al., 1985). El Ca<sup>2+</sup> tiene una importante función de estabilización de las membranas celulares (Cramer et al., 1985)

Actualmente hay un creciente interés hacia la utilización de especies nativas en las actuaciones de jardinería y paisajismo, que abren un prometedor mercado en el sector ornamental, acorde con las actuales tendencias hacia lo naturalizado. Las especies silvestres están bien adaptadas a sobrevivir bajo condiciones mediterráneas porque tienen una mayor adaptabilidad al entorno, lo que potencialmente confiere una mayor resistencia a los estreses medioambientales que imponen las condiciones climáticas de las zonas áridas o semiáridas, donde la salinidad y escasez de agua son un claro exponente de éstas. La región mediterránea constituye una fuente importante de plantas con gran potencial para el uso ornamental y paisajístico, entre éstas, *Chrysanthemum coronarium* L. es una planta anual de la familia Asteráceas, muy común en los márgenes de los caminos del sur de España, entre 0 y 500 m de altitud. Dispone de tallos muy ramificados, que fácilmente alcanzan entre 50 y 100 cm de altura, cubiertos con hojas alternas y muy divididas. Sus flores, agrupadas en capítulos solitarios, son liguladas en la periferia (amarillas o blancas), y flósculos en el centro. La abundante y vistosa floración de este crisantemo, y su floración en invierno y primavera, lo hace muy atractivo para su uso ornamental. Sin embargo, su excesivo y desproporcionado crecimiento cuestiona su utilización ornamental como planta en maceta.

Una de las herramientas más utilizadas para reducir estos problemas de excesivo crecimiento es la aplicación de fitorreguladores, por su efectividad, facilidad de uso y bajo coste. Estos compuestos son útiles para controlar diversos aspectos del desarrollo vegetal con interés agronómico y en distintos tipos de cultivos, como frutales, cereales, ornamentales, etc. En el caso de los cultivos ornamentales, la literatura científica indica que su utilización se ha centrado, principalmente, en mejorar la calidad de las plantas, haciendo plantas más pequeñas, más compactas, con hojas con un color verde más intenso y una floración más

homogénea y persistente. Resultados previos se han obtenido *C. coronarium*, demostrándose que paclobutrazol y prohexadiona cálcica mejoraron el valor ornamental del crisantemo silvestre en maceta (Valdés et al. 2008). Por otro lado, se ha sugerido la eficacia de los fitorreguladores para mejorar la resistencia o tolerancia a estreses abióticos y bióticos (Rademacher, 1995). Entre estos, el paclobutrazol ha demostrado su papel positivo para reducir los efectos negativos de la salinidad en distintas especies (Saha and Gupta 1998; El-Kheir et al. 2000). Bañón et al. (2005) justificaron el efecto del paclobutrazol en adelfa porque disminuyó la acumulación de iones tóxicos en los tejidos.

Considerando que la aplicación de fitorreguladores y el riego con agua salina son dos aspectos que frecuentemente van a coincidir en el cultivo de *C. coronarium* en zonas semiáridas, el objetivo de este estudio fue determinar los efectos de la aplicación conjunta de estos dos factores sobre el crecimiento, desarrollo, estado hídrico y acumulación de solutos inorgánicos en la planta, y su relación con posibles daños en los centros de reacción del fotosistema II y la integridad de la membrana celular.

## Descripción botánica de la planta

El crisantemo silvestre (*Chrysanthemum coronarium* L.) es una planta herbácea de la familia *Asteracea*, común en los márgenes de caminos del sur de España, entre los 0 y 500 m de altitud. Esta planta anual, es glabra o ligeramente pelosa. Los tallos son muy ramificados, y su altura puede llegar al metro de altura.

Las hojas son alternas, pecioladas, enteras y lobuladas o dentadas, pueden ser lisas o rugosas y su color varía del verde claro al oscuro, además tienen una pelusa blanquecina que confiere a la hoja un tono grisáceo.

Las flores se reúnen en inflorescencias de tipo capítulo, dónde la flor femenina es la lígula que se encuentra en la periferia, y en el centro encontramos la verdadera flor que es hermafrodita y no ligulada. La lígula es blanca con la base amarilla. El androceo consta de cinco estambres epipétalos, con anteras normalmente connadas formando un tubo que rodea el estilo. El gineceo tiene un ovario ínfero, unilocular, del que surge un estilo solitario con dos estigmas.

Los frutos son en aquenio, el de las flores liguladas con tres ángulos y el de las flores del disco es lateralmente comprimido con cuatro cantos. La raíz es fibrosa y muy desarrollada (Foto 1).

En cuanto a su clasificación botánica, tenemos:

Reino:      Plantae

Subreino: Tracheobionta

División:   Magnoliophyta

Clase:       Magnoliopsida

Subclase: Asteridae

Orden:      Asterales

Familia:     Asteraceae

Subfamilia: Asteroideae

Tribu:       Anthemideae

Género:     *Chrysanthemum*

Especie:    *C. coronarium*



**Foto 1.-** Morfología de *Chrysanthemum coronarium* L.



## Los retardadores del crecimiento vegetal

Los fitorreguladores son una de las herramientas más utilizadas para reducir los problemas de calidad de plantas ornamentales, aún así, los fitorreguladores representan únicamente un 3-4% del total de productos fitosanitarios comercializados en el mundo (Agrow World Crop Protection 2001), siendo este porcentaje mayor en los países que desarrollan una tecnología de producción más avanzada, ya que suelen incorporarlos habitualmente en sus procesos productivos. Este bajo porcentaje, evidencia que el mercado de los productos fitosanitarios está controlado por herbicidas, fungicidas e insecticidas.

Los principales retardadores utilizados en la horticultura ornamental y cuya comercialización está autorizada en España son el cloruro de clomequat, la daminocida, el paclobutrazol, la prohexadiona cálcica y etefón. En este proyecto, los retardadores del crecimiento utilizados fueron paclobutrazol, etefón, cloruro de clomequat y cloruro de mepiquat. A continuación se detallarán sus características.

El paclobutrazol es un retardador del desarrollo perteneciente al grupo de los triazoles, que integra al grupo más importante de compuestos sistémicos desarrollados para el control de hongos en plantas y animales (Siegel 1981). Comparado con otros retardadores del desarrollo, el paclobutrazol es muy efectivo a dosis bajas y no suele presentar problemas de fitotoxicidad (Davis et al. 1988; Jung et al. 1986). El mecanismo de acción principal por el que el paclobutrazol reduce el crecimiento es por la inhibición de la segunda de las tres etapas de la biosíntesis de las giberelinas, inhibiendo la oxidación de ent-kaureno a ácido kaurenoico (Rademacher 1989). Por otra parte, ha sido sugerido que el paclobutrazol afecta al metabolismo de otras fitohormonas endógenas. El paclobutrazol puede ser aplicado vía foliar o al sustrato. La baja solubilidad en agua del paclobutrazol (30 ppm) facilita su entrada en la planta (Lever 1986). Una vez dentro de la planta, se desplaza principalmente por el xilema hacia las hojas y yemas, a través del flujo de nutrientes y agua que activa la transpiración (Davis et al. 1988; Intrieri et al. 1987; Quilan y Richardson 1986; Wang et al. 1986). Cuando se aplica al suelo o al sustrato, la composición del medio puede alterar su movimiento y por tanto su eficacia (Barret 1982; Klock 1998; Lever 1986). En el suelo, su persistencia es superior a la de los retardadores del desarrollo tradicionales (Chapman y Shearing 1984). Esto ha sido uno de los principales problemas del uso del paclobutrazol durante los primeros años de su desarrollo, ya que se comprobó que podía durar varios años.

El etefón es un fitorregulador con propiedades sistémicas que actúa sobre la maduración y coloración de los frutos. El etefón se puede aplicar vía foliar o en el suelo o sustrato. Diluido en agua y pulverizado sobre las plantas, penetra rápidamente en los tejidos por vía foliar y es traslocado. Como el pH de los tejidos suele mantenerse próximo a 7, el etefón se transforma progresivamente en el interior de la planta en cloruro, fosfato y etileno. Este etileno modifica el metabolismo de las auxinas, interfiere los procesos de crecimiento y estimula la síntesis de fenoles y ligninas, es decir, actúa sobre la coloración y maduración de los frutos y reduce el número de recolecciones. También puede retrasar la floración o promover la iniciación floral, provocar amarilleo en hojas, caída de hojas, botones y flores. Como retardador del desarrollo vegetal actúa reduciendo la longitud de entrenudos y, sobre todo, favoreciendo la brotación lateral. En el suelo y en las plantas se degrada a ácido fosfórico, gas etileno y HCl. La degradación es rápida y su vida media es de 7.5 días en condiciones aerobias y de 5.3 días, en anaerobias. Es adsorbido fuertemente por el suelo y por su baja movilidad, no se lixivia. En el suelo se disipa con una vida media de menos de 20 días.

El cloruro de cloromequat pertenece al grupo químico del amonio cuaternario y fue el primer antecedente del uso de un producto químico para controlar la altura de plantas. Este compuesto fue la chispa que provocó el interés de los retardadores del desarrollo vegetal en floricultura, dados los efectos restrictivos que ocasionó sobre el desarrollo de la poinsetia. Posteriormente, se aplicó a otros cultivos obteniendo resultados diversos. Es un regulador del crecimiento bien absorbido por vía foliar y radical, aunque tiene una menor actividad cuando se aplica al suelo que foliarmente, y cuando se aplican dosis altas puede producir clorosis foliares e incluso necrosis. Se metaboliza rápidamente en la planta y puede transformarse en otros productos, lo que puede originar una falta de efectividad e incluso puede ocasionar el efecto contrario, es decir, puede ser estimulante del desarrollo. El cloruro de cloromequat actúa impidiendo la elongación de las células, ejerciendo una acción enanizante: acortando los tallos, y produciendo plantas más robustas: fortaleciendo los tallos. Impide temporalmente la biosíntesis de las giberelinas naturales con lo que se produce la detención de la elongación celular de los órganos vegetativos y una más precisa utilización de las sustancias nutritivas por parte de los órganos productivos. Puede también incrementar la producción de clorofila y el desarrollo de las raíces. También influye en el desarrollo del ciclo biológico, induciendo una floración y una cosecha mayores.

El cloruro de mepiquat pertenece al mismo grupo químico que el cloruro de cloromequat, es decir, al del amonio cuaternario. Actúa inhibiendo la primera fase de la ruta de la biosíntesis de las giberelinas, esto lo lleva a cabo alterando la concentración de ácido giberélico en las

células debido a su parcial inhibición de una de las enzimas involucradas en la biosíntesis de ácido giberélico. El cloruro de mepiquat fue descubierto en los años 1970 y se comercializó primero en California en 1981. No suele usarse en plantas ornamentales, aunque sí en algodón, hortalizas y vid. El cloruro de mepiquat es usado habitualmente en el cultivo de algodón buscando frenar el crecimiento vegetativo, aumentar el tamaño de las cápsulas y favorecer la homogeneidad y precocidad de cosecha (York, 1983). En ajos y cebolla, se usa para homogeneizar el tamaño e incrementar la producción. En melón se utiliza para homogeneizar el tamaño y aumentar la precocidad de la cosecha. Y en vid se usa para evitar el crecimiento. Se aplica foliarmente actuando sistémicamente en toda la planta ya que después de ser absorbido en la planta se mueve hacia arriba con la corriente transpiratoria a través del xilema, y hacia abajo en el fluido del floema desde la hoja a los órganos sumideros (Jarma, et al., 2004). En el suelo es metabolizado a dióxido de carbono.

## La salinidad

La salinidad es tal vez el problema más importante que afecta a la agricultura de regadío de las zonas áridas y semiáridas. Se considera que la proporción de suelos afectados por salinidad es un 10% del total mundial, y se estima que entre 25 y 50% de las zonas de regadío están salinizadas (Rhoades et al., 1992). Y el problema tiende a crecer, por la extensión del regadío incluso a suelos marginales hasta ahora no cultivados y por la extracción intensiva de aguas subterráneas (de contenidos cada vez más elevados en sales solubles) para su utilización en el riego. Estas circunstancias se dan y de manera muy marcada, en el sureste español, donde el riego ha ido aumentando paulatinamente la concentración de sales solubles en el suelo y reduciendo el potencial productivo de muchos cultivos.

Un suelo se considera salino cuando la cantidad de sales solubles en agua que contiene es suficiente para afectar negativamente al crecimiento de la mayor parte de los cultivos. Esto depende lógicamente de la tolerancia de la planta a la salinidad, pero por convenio, se considera que un suelo es salino cuando su conductividad eléctrica del extracto de saturación es mayor de 4 dS/m.

La mayoría de las regiones áridas y semiáridas del mundo tienen suelos salinos y fuentes de agua con alto contenido de sales, que impiden el crecimiento y desarrollo de cultivos tradicionales. En la búsqueda de alternativas para mejorar la productividad en estas regiones

marginales, se enfatiza la necesidad de identificar y caracterizar nuevos recursos fitogenéticos tolerantes al estrés salino ya que la gama de tolerancia, no solo varía con las especies, sino también entre variedades y cultivares de una misma especie.

Los análisis realizados sobre numerosas muestras de agua utilizadas en el riego en la mayor parte de las zonas agrícolas del mundo, indican que las sales más abundantes con las formadas por los aniones cloruro, sulfato, bicarbonato y carbonato y los cationes sodio, calcio y magnesio. La presencia de nitrógeno amoniacal o nítrico, boro, flúor, cobre, cinc, hierro, plomo, aluminio, etc., es menos frecuente y puede responder a una determinada procedencia al paso por ciertos horizontes de suelos agrícolas o a contaminación por efluentes de zonas industriales o urbanas.

El límite de tolerancia a la salinidad en la planta viene indicado en primer lugar por un cese en el crecimiento, seguido por la muerte de los tejidos, que comienza a manifestarse como zonas dispersas de aspecto quemado en la hoja (zonas necróticas). A continuación aparece una inhibición de yemas, pérdida de turgor, caída de hoja y finalmente, marchitez irreversible de la planta.

Otro cambio típicamente inducido por la salinidad es la aparición de succulencia, mecanismo de dilución interna de sales por absorción de agua, lo que produce células con elevada relación volumen/superficie.

La salinidad también induce el adelgazamiento y la menor ramificación en las raíces de las plantas sensibles, provocando un aumento en el espesor de las paredes celulares.

A nivel subcelular parece que los orgánulos más afectados son los cloroplastos, observándose una cierta distorsión de su estructura, consistente en la desorganización del sistema lamelar, fenómeno que impide reconocer claramente los grana. Además, puede observarse una inusual acumulación de gotitas lipídicas. Las mitocondrias se hacen menos densas a los electrones y sus crestas se hinchan. El núcleo celular sufre un hinchamiento de su doble membrana, mientras que en el aparato de Golgi y en el retículo endoplasmático se detecta una acumulación de vesículas con un material denso a los electrones, posiblemente lípidos con destino a la reparación de estructuras dañadas por la salinidad.

En general la presencia de sales solubles en el medio de cultivo afecta negativamente al desarrollo de las plantas de tres formas:

- 1.- Disminuyendo el potencial hídrico del medio y restringiendo así la absorción de agua por las raíces (efecto osmótico).

2.- Por la absorción de iones salinos específicos, que puede determinar su acumulación en los tejidos en concentraciones que lleguen a ser tóxicas e induzcan desórdenes fisiológicos (toxicidad iónica específica).

3.- Las concentraciones elevadas de iones salinos también pueden modificar la absorción de los nutrientes esenciales determinando desequilibrios nutricionales (efecto nutricional).

Hay controversia entre los diferentes autores sobre la importancia relativa de estos efectos potencialmente perjudiciales, pues unos consideran que la mayor parte de los efectos negativos de la salinidad se deben a la disminución del potencial osmótico del medio radical, mientras que otros, por el contrario consideran que son debidos básicamente a la acción tóxica de iones específicos.

Desde 1958, los efectos de la salinidad sobre la fisiología de los vegetales han sido clasificados como osmóticos, nutritivos y de toxicidad. Los dos primeros son efectos secundarios inducidos por el estrés salino, mientras que el de toxicidad constituye un efecto primario debido a las sales.

## MATERIALES Y MÉTODOS

---

## MATERIALES Y MÉTODOS

### Material vegetal

Se estudiaron plántulas de *Chrysanthemum coronarium* L. procedente de semilla de poblaciones silvestres de la Región de Murcia que estaban conservadas en el banco de germoplasma de la Escuela Técnica Superior de Ingeniería Agronómica de Cartagena. El lote de semillas escogido fue 03-328, que se corresponde con una variedad caracterizada por tener capítulos con lígulas amarillas y blancas en la mitad periférica.

### Condiciones de cultivo

La siembra se realizó el 20 de noviembre del 2008 en bandejas negras de polietileno. El sustrato utilizado fue fibra de coco y vermiculita en la superficie cubriendo las semillas. Estas bandejas se colocaron en mesas protegidas con un plástico para favorecer la germinación aumentando la temperatura y la humedad ambiental. El riego en esta fase se realizó mediante aspersores instalados sobre la mesa.

Tras 20 días las semillas germinaron y el 12 de diciembre de 2008 se llevó a cabo el trasplante a macetas negras de PVC con diámetro de 14 cm (1,4 L de vol.). El medio de cultivo utilizado fue una mezcla de sustratos realizada en hormigonera, empleando las siguientes proporciones: 40% de fibra de coco, 40% de turba rubia y un 20% de perlita. Además se añadió 2g/L de un fertilizante de lenta liberación (Osmocote 10-11-18+2+microelementos; velocidad de liberación: 5/6 meses a 21°C).

Cuando las plántulas tenían una altura entre 1 y 3 cm (carecían de hojas verdaderas) se trasplantaron cuatro por macetas. Tras el trasplante se efectuó un riego superficial. Se produjeron un total de 100 macetas.

Estas macetas se colocaron sobre dos mesas ubicadas en un invernadero con cubierta de plástico (PE térmico de 200 micras), laterales y frontales de malla blanca antipulgón, ubicado en la Finca Experimental de la Universidad Politécnica de Cartagena, en La Palma (Cartagena). Se dispusieron 50 macetas en cada mesa, distribuyéndolas en cinco filas de 10 macetas cada una.

El día 2 de enero de 2009, se llevó a cabo la reposición de plantas en las macetas, debido a que algunas de ellas se habían secado.

El riego fue por goteo mediante un equipo automatizado y programable de fertirrigación XILEMA, que alimentaba un sistema localizado, y cada maceta dispuso de un emisor de 2 L/h con dos microtubos de salida. Todas las plantas fueron regadas por igual durante los primeros 12 días tras el trasplante. En este período los riegos se efectuaron cada dos días y la duración del riego fue de 10 minutos aproximadamente.

A partir del 26 de enero de 2009 se comenzó a regar con agua salina una de las mesas (mesa o tratamiento de salinidad), finalizando el 1 de abril de 2009. La conductividad eléctrica (CE) de la solución de riego se mantuvo próxima a los 5 dS/m y el pH alrededor de 7-8. La aplicación del agua salina se llevó a cabo regando a mano con un vaso de precipitados. El contenedor del agua fue un bidón de 80 litros de volumen que disponía de un grifo en la parte inferior. El agua de riego se preparó añadiendo cloruro sódico al agua de riego.

La otra mesa (mesa o tratamiento control) se regó con agua con una CE próxima a 1 dS/m y el pH alrededor de 6-7. La aplicación del riego en la mesa control se realizó mediante el equipo programable.

A partir del 26 de enero y hasta el 13 de marzo, se aplicaron a ambas mesas un riego los lunes, miércoles y viernes de cada semana. El volumen de agua aplicado fue diferente para cada tratamiento, buscaba un drenaje próximo al 20% del agua aplicada. El día 8 de marzo se aplicó a la mesa salina un riego abundante con agua no salina para lavar el sustrato, ya que la acumulación de sales en este era muy elevada.

A partir del 13 de marzo hasta finalizar el experimento el 1 de abril, el riego fue diario. Esto fue debido al aumento de la demanda de agua por la planta provocado por un aumento de las temperaturas. Los fines de semana ambas mesas se regaban con el equipo de riego programable con agua no salina para lavar el sustrato de las acumulaciones de sales.



## Tratamientos

Se estudiaron dos factores, la salinidad del agua de riego y la aplicación de fitorreguladores. Para el primer factor se utilizó agua con una salinidad media ( $\sim 5$  dS/m) y un control (1 dS/m). Para el segundo se aplicaron cuatro fitorreguladores: paclobutrazol, etefón, cloruro de mepiquat y cloruro de cloromequat. Estas combinaciones produjeron diez tratamientos.

Estas materias activas fueron aplicadas mediante la aplicación de los siguientes productos comerciales: CULTAR (paclobutrazol 25% p/v, Syngenta Agro S.A., CLOUD (etefón 48% p/v, Sapec Agro), PIX (cloruro de mepiquat (3,8% p/v, BASF) y CCC40 (cloruro de cloromequat 40% p/v, Agrometodos S.A.)

La aplicación fue en todos los casos vía foliar mediante mochila pulverizadora de capacidad 5 litros. Se realizaron tres aplicaciones. La primera aplicación con fitorreguladores se realizó el 23 de enero de 2009, aplicando 25 ppm (paclobutrazol), 500 ppm (etefón), 1500 ppm (cloruro de mepiquat) y 1500 ppm (cloruro de cloromequat). La segunda aplicación se realizó el 11 de febrero de 2009, con 25 ppm (paclobutrazol), 750 ppm (etefón), 750 ppm (cloruro de mepiquat) y 750 ppm (cloruro de cloromequat). Se redujo la dosis de cloruro de mepiquat y cloruro de cloromequat a la mitad, ya que se observaron quemaduras en las hojas (Foto 2). Y se aumentó la dosis de etefón al no observar síntomas en el crecimiento de la planta. La tercera y última aplicación con fitorreguladores se realizó el 2 de marzo de 2009, manteniendo las dosis anteriormente indicadas.

## Medidas evolutivas del drenaje

A partir del primer riego y durante todo el cultivo se recogieron semanalmente los drenajes, de tres plantas escogidas aleatoriamente para cada tratamiento. El drenaje se recogió colocando un vaso de precipitados aforado debajo de la maceta. Se midió el volumen de agua drenada, la CE y el pH mediante un equipo portátil (HI 98150 and HI 9835, Hanna Instruments S.L., respectivamente).

## Medida de color de las inflorescencias y de la clorofila foliar

El color se determinó mediante un colorímetro Minolta CR10 (Konica Minolta Sensing, Inc) que calculó las coordenadas de color (CIELAB): luminosidad (L), ángulo hue (Hue) y croma (Cr). Las medidas del ángulo hue y croma son medidas de absorción selectiva de luz visible. El croma describe en qué grado esta absorción selectiva ocurre, lo que determina la mayor o menor viveza (saturación/palidez) del color, y el ángulo hue describe en que longitud de onda el color es absorbido (el tono), que puede ser amarillo, verde amarillento, azul verdoso, azul, etc. La luminosidad mide la capacidad de reflejar la luz de una superficie, es decir la mayor o menor claridad. Para ello, se realizaron disparos en el centro de la lígula (parte blanca), midiendo 20 inflorescencias por tratamiento.

El contenido relativo de clorofila (SPAD) de las hojas se realizó con un medidor de clorofila Minolta SPAD-502 (Konica Minolta Sensing, Inc) y con 5 disparos por medición. Se midió en tres plantas por tratamiento.

## Determinación de la pérdida de electrolitos

Los daños en la membrana celular fueron medidos determinando la pérdida de electrolitos como cambios en la conductividad eléctrica (Bajji et al., 2001).

En hojas situadas en la parte intermedia de la planta y que no mostraban síntomas por salinidad se determinó el porcentaje de pérdida de electrolitos para conocer el posible grado de daño celular por la salinidad.

Se tomaron para cada tratamiento 3 muestras de hojas para su determinación. Las hojas se cortaron en secciones de 3 cm de longitud desde la zona intermedia de la hoja hacia el ápice, lavándose con agua bi-destilada para eliminar los electrolitos que se liberan de las células rotas en la zona de corte.

Se pesaron 5 g de material vegetal que se introdujeron en frascos con 50 ml de solución 0,3 M de Manitol. Seguidamente se midió la CE con un conductímetro de sobremesa (CRISON GLP 32) y se incubaron los frascos a 45°C en un baño (modelo J.P.Selecta SA., Barcelona) durante 30 minutos. Pasado este tiempo se volvió a medir la CE, y a continuación se autoclavaron las muestras durante 15 minutos a 121°C. Una vez enfriados los frascos hasta

temperatura ambiente, se volvió a medir de CE, correspondiente ésta a la destrucción total de las células del tejido. La pérdida de electrolitos determinó usando la formula:  $PE (\%) = (CE \text{ a } 45^{\circ}C / CE \text{ a } 121^{\circ}C) \times 100$ .

## Medidas de los parámetros hídricos de la planta

Al finalizar el experimento se midieron el potencial hídrico foliar ( $\Psi_h$ ), el potencial osmótico foliar ( $\Psi_o$ ), potencial de turgencia ( $\Psi_p$ ) y potencial osmótico a plena turgencia ( $\Psi_{os}$ ). Se utilizaron 5 repeticiones en cada tratamiento. Para las medidas del potencial hídrico se utilizó una cámara de presión tipo Scholander-Hammel Soil Moisture, mod. 3000 (Soil Moisture Equipment Co, CA, USA) (Foto 3). Según la técnica descrita por Scholander *et al.* (1965), las hojas se envolvieron en una bolsa de plástico y se colocaron rápidamente en la cámara (Turner, 1988). La presión se incrementó a razón de  $0,03 \text{ MPa s}^{-1}$  utilizando gas nitrógeno.

El potencial osmótico fue medido con un osmómetro de presión de vapor Wescor 5520 - Wescor Inc., Logan, UT, U.S.A. (Foto 4) previamente calibrado con soluciones de osmolaridad conocida. Las hojas recién cortadas eran envueltas en papel de aluminio e introducidas en el nitrógeno líquido para congelar a  $-170^{\circ}C$  y romper las membranas celulares, con lo que el componente de turgencia se anula y el potencial hídrico resulta análogo al osmótico. Antes de realizar las medidas, las muestras se descongelaron a temperatura ambiente, se colocaron en una jeringa, y en el jugo celular exprimido se midió el potencial osmótico de acuerdo con Gucci *et al.* (1991). El potencial de turgencia fue calculado como la diferencia entre el potencial hídrico y el potencial osmótico. La succulencia aérea fue determinada como la relación peso fresco aéreo/peso seco aéreo.

## Medida de crecimiento en la planta

Se midió la altura y anchura de la planta en 10 plantas para cada tratamiento. La anchura de planta fue la media de la distancia (en un plano horizontal) entre las dos inflorescencias más alejadas y la medida perpendicular a esta entre los bordes de la planta. También se midió el número de botones, el número de capítulos abiertos, el número de flores senescentes, el peso fresco aéreo y peso seco aéreo. Estas medidas se realizaron en cinco plantas de cada tratamiento.

Para el cálculo del peso seco, se introdujo la parte aérea de la planta en sobres perfectamente identificados con el número de repetición y tratamiento. Posteriormente, se introdujeron los sobres de papel en una estufa bacteriológica de convección natural (modelo 2002471, J.P. Selecta, S.A., España) a 60°C hasta peso constante. Por último, se determinó el peso seco.

Se midió el diámetro del capítulo, el diámetro del flósculo y la longitud de la lígula tomando en 20 inflorescencias abiertas de cada tratamiento.

## Determinación de solutos inorgánicos

El contenido de solutos inorgánicos ( $\text{Na}^+$ ,  $\text{Cl}^-$ ,  $\text{K}^+$ ,  $\text{P}$ ,  $\text{Ca}^{2+}$  y  $\text{Mg}^{2+}$ ) se determinó en hojas basales, hojas intermedias y raíces, en 5 plantas por tratamiento. Para cada parte de la planta se realizó un muestreo cogiendo 100 g aproximadamente de peso fresco, determinándose el peso seco. Las muestras se molieron hasta conseguir un tamaño de partícula capaz de atravesar un tamiz de 0,5 mm de diámetro de malla. A continuación, se tomaron 0,2 g de muestra molida y se le añadió 50 ml de agua destilada. Seguidamente se agitó la disolución durante 30 minutos a 117 rpm y 27°C en un agitador Orbital Shater, modelo 481. Finalmente, los extractos fueron filtrados con ayuda de embudos que tenían filtros DP 145 110. Se tomaron 5 ml de este filtrado y fueron enviados para analizar en el laboratorio de la Universidad Politécnica de Cartagena, SAIT, con un Cromatógrafo Iónico, (Meltron HM columna 838-861).

## Medida de la fluorimetría clorofílica

La fluorimetría clorofílica se midió en 4 hojas por tratamiento seleccionadas según los criterios para el color usando un Fluorímetro de Pulso Modulado FMS-2 (Gomensoro Instrumentación Científica, S.A., España) basado en el principio de Feng et al. (2001). Después de mantener en oscuridad las hojas durante 30 minutos, la mínima fluorescencia en estado de adaptación a la oscuridad se determinó ( $F_o$ ) y se emitió un pulso de luz saturante ( $5000 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ) durante 0,7 s para determinar la máxima fluorescencia en estado de adaptación a la oscuridad ( $F_m$ ). Entonces, las hojas se sometieron a luz actínica ( $400 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ) durante 130 s para medir el estado-listo de fluorescencia en luz ( $F_s$ ). Después, se aplicó otro pulso de luz saturante ( $5000 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ) durante 0,7 s para calcular la cantidad de fluorescencia en el estado de adaptación a la luz ( $F_m'$ ). A partir de aquí, se apagó la luz actínica durante tres segundos y posteriormente se activó la luz infrarroja durante 5 segundos para reoxidar el fotosistema II y medir la mínima fluorescencia en oscuridad con un quenching no fotoquímico similar al encontrado en el estado listo bajo radiación ( $F_o'$ ). Se calculó la cantidad de quantum en el estado de adaptación a la oscuridad ( $F_v/F_m$ ), el quantum adaptado a la luz ( $\Phi_{PSII}$ ), el quenching fotoquímico ( $qP$ ), el quenching no fotoquímico ( $NPQ$ ) y la tasa de transferencia de electrones ( $ETR$ ) según las siguientes ecuaciones:

$$\Phi_{PSII} = (F_m' - F_s) / F_m'; F_v/F_m = (F_m - F_o) / F_m; qP = (F_m' - F_s) / (F_m' - F_o')$$

$$NPQ = (F_m - F_m') / F_m'; ETR = \Phi_{PSII} \times PAR \times 0,5 \times 0,84 \text{ (Schreiber et al. 1994)}$$

## Análisis estadístico

La significación de los efectos de los dos factores estudiados (salinidad y fitorregulador) y su interacción fue estudiada mediante un análisis de la varianza bifactorial, usando STATGRAPHICS PLUS para Windows. Las medias de los tratamientos fueron separadas con la Prueba de Rango Múltiple LSD ( $P < 0.05$ ).

Los resultados de las pruebas cuantificables de ANOVA determinan si las diferencias entre tratamientos y su interacción son significativas. La interacción es significativa cuando se observa que los efectos de un factor dependen del nivel del otro factor. En este caso, no puede examinarse el efecto principal de cada factor independientemente. Si el término de la interacción es no significativo se examinan los principales efectos de los factores. De todos modos, aun cuando el término de la interacción del ANOVA es significativo, la prueba no esclarece la naturaleza de la combinación de los efectos de los factores.

El efecto combinado de dos factores puede ser aditivo, antagonista o sinergista. Un efecto aditivo indica que el resultado de los dos factores, aplicados juntos, es equivalente a la suma de los efectos de ambos factores cuando aplicó separadamente. Un efecto antagónico indica que el resultado de los dos factores, cuando se aplicaron juntos, es menor que la suma de los efectos de ambos factores, y un efecto sinergista indica que el resultado de los dos factores, aplicados juntos, es mayor que la suma de los efectos de ambos factores cuando aplican separadamente.



**Foto 2.-** Semillas de *Chrysanthemum coronarium* L.



**Foto 3.-** Trasplante de *Chrysanthemum coronarium* L. a maceta.





**Foto 4-** Macetas colocadas en la mesa del invernadero.

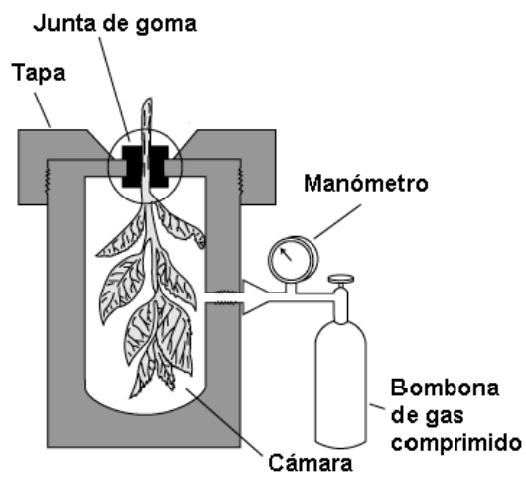


**Foto 5.-** Quemaduras en hojas por la salinidad





**Foto 6.-** Sistema de recogida y medida de drenajes



**Foto 7.-** Cámara de Scholander para la medida del potencial hídrico. El esquema de la cámara está adaptado de Taiz y Zeiger; Plant Physiology, 4th Edition online



**Foto 8.-** Detalle de la medida del potencial hídrico



**Foto 9.-** Osmómetro de presión de vapor Wescor 5520

## RESULTADOS

---

## RESULTADOS

### Crecimiento y desarrollo

Al estudiar la altura planta observamos una interacción altamente significativa entre salinidad y fitorreguladores (Tabla 1). La salinidad redujo significativamente la altura de la planta en todos los casos. Esto mismo ocurrió con los fitorreguladores aplicados, aunque cloruro de cloromequat no afectó a altura en condiciones no salinas pero sí la redujo bajo salinidad (Fig. 1A), lo que indica que este fitorregulador interaccionó con la salinidad acentuando el efecto reductor de la altura por la salinidad (efecto sinérgico). Independientemente de las condiciones de salinidad, etefón y paclobutrazol redujeron la altura del control alrededor del 30% y 60%, respectivamente.

La salinidad redujo un 35% la anchura de planta comparado con el control, independientemente de que las plantas fueran tratadas o no con los fitorreguladores. Los fitorreguladores también redujeron este parámetro en condiciones salinas y no salinas, excepto el cloruro de mepiquat que mantuvo valores similares a las plantas control (Tabla 1), (Foto 10).

El peso seco aéreo del control fue reducido un 30% por la salinidad, y todos los fitorreguladores también lo hicieron, especialmente paclobutrazol y etefón que provocaron una reducción alrededor del 55% (Tabla 1).

La salinidad tendió a aumentar el índice de compacidad en todos los casos (Fig. 1B), y el paclobutrazol fue el único fitorregulador que incrementó este índice, y lo hizo de forma drástica en condiciones salinas. Esto indica que se produjo un efecto sinérgico entre paclobutrazol y salinidad, que produjo un índice de compacidad siete veces mayor que en las plantas control.

La reducción del número de capítulos por la salinidad fue drástica y se produjo en las plantas tratadas y no tratadas con los fitorreguladores (Fig. 1C). Etetón y cloruro de cloromequat aumentaron el número de capítulos por planta en condiciones no salinas, pero ambos productos interaccionaron con la salinidad produciéndose un efecto antagónico para cloruro de cloromequat y sinérgico para etetón.

El estrés salino aumentó el porcentaje de inflorescencias abiertas en un 13%, pero los fitorreguladores tuvieron el efecto contrario (Tabla 1). Etetón y paclobutrazol redujeron este porcentaje, desde un 57% (control) hasta un 6,5% y 13%, respectivamente. (Foto 11).

La aplicación de sal no afectó al diámetro del capítulo, pero los fitorreguladores sí (Tabla 1). Paclobutrazol aumentó el diámetro, mientras que etefón lo redujo a la mitad del tamaño del control. Sin embargo, el diámetro del flósculo fue reducido por los dos factores estudiados, siendo etefón el fitorregulador con mayor efecto, reduciendo un 25% con respecto al control. La longitud de la lígula no fue afectada por la salinidad, pero cloruro de cloromequat y etefón la redujeron un 20 y un 60%, respectivamente. Consecuencia de estos efectos, la salinidad aumentó el índice diámetro capítulo/flósculo, y etefón lo redujo fuertemente (Tabla 1), (Foto 12).

Las coordenadas de color de las inflorescencias no fueron afectadas por la salinidad, pero sí por los fitorreguladores (Tabla 1). El ángulo hue y la luminosidad fueron reducidas por etefón y cloruro de mepiquat, y estos mismos fitorreguladores aumentaron el croma.

En las hojas se observó que, independientemente de la aplicación o no de salinidad, paclobutrazol las hacía más carnosas y de un verde más oscuro con respecto a la control, con la aplicación de salinidad, el verde seguía siendo más oscuro que para el control pero era más amarillento que para la tratada sin sal, el tamaño de la hoja también se vio reducido con la aplicación de sal. En etefón, el tamaño de la hoja no se vio afectado, la hoja tratada con salinidad adquirió un color más amarillento que el control pero no se observaron otras diferencias en su morfología, en cambio la tratada sin salinidad aumentó la separación entre los lóbulos que forman la hoja y fue menos espigada. Para el cloruro de cloromequat y cloruro de mepiquat, la morfología de la hoja no fue afectada y esta fue muy similar al control (Foto 13).

La salinidad disminuyó los niveles de clorofila foliar, pero cuando paclobutrazol fue aplicado los contenidos presentados en condiciones salinas se mantuvieron (Fig. 1D), lo que evidencia un efecto antagónico de este fitorregulador en condiciones salinas. En condiciones no salinas, etefón redujo el contenido de clorofila y paclobutrazol lo aumentó

## Relaciones hídricas

En condiciones no salinas todos los fitorreguladores aumentaron la succulencia aérea, especialmente el paclobutrazol, que la aumentó desde 6,7 (control) a 12,3 (Fig. 2). La salinidad redujo la succulencia en todas las plantas tratadas con los fitorreguladores, pero en las no tratadas (control) la salinidad no afectó a la succulencia aérea. Esta reducción fue proporcionalmente mayor para cloruro de mepiquat y etefón, indicando un efecto sinérgico con la salinidad, que produjo que las plantas tratadas con estos dos fitorreguladores y salinizadas presentaran un índice de succulencia similar a las plantas no tratadas.

El  $\Psi_h$ ,  $\Psi_o$  y el  $\Psi_{os}$  en las plantas salinizadas fueron más bajos (más negativos) que en las no salinizadas, independientemente de la aplicación del fitorregulador (Tabla 2), pero el  $\Psi_p$  no fue alterado. Los fitorreguladores solo modificaron con significación estadística el  $\Psi_h$ , aumentándolo cuando se aplicó paclobutrazol, cloruro de mepiquat y cloruro de clorimequat.

## Acumulación de iones

La salinidad aumentó fuertemente la concentración de  $\text{Na}^+$  en las hojas y raíces, acumulando 2,5 veces más en las hojas basales y raíces y 3 veces más en las hojas intermedias que las plantas no salinizadas (Tabla 3). Los fitorreguladores sólo afectaron al contenido de  $\text{Na}^+$  en las raíces, duplicando su concentración en todos los casos, excepto en las plantas tratadas con cloruro de mepiquat que presentaron valores similares a las plantas no tratadas. Igualmente, el contenido en  $\text{Cl}^-$  de las hojas basales, hojas intermedias y raíces aumentó por la salinidad, 1'5, 1'8 y 2 veces los valores del control, respectivamente. El contenido de  $\text{Cl}^-$  en las hojas intermedias no fue afectado por los fitorreguladores, pero el de las hojas basales y raíces fue reducido por la aplicación de paclobutrazol y etefón (Tabla 3).

Significativas reducciones en la concentración de  $\text{K}^+$  foliar y radical por la salinidad también fueron observadas (Tabla 3 y Fig. 3A). La reducción del  $\text{K}^+$  fue mayor en las hojas basales que en las intermedias. Sin embargo, la pulverización de paclobutrazol sobre las plantas incrementó el  $\text{K}^+$  en las hojas intermedias, pero ninguno de los fitorreguladores afectó al contenido de  $\text{K}^+$  en las hojas basales. Fue en las raíces

en donde se produjo la mayor disminución del  $K^+$ , y todos los fitorreguladores excepto cloruro de cloromequat acentuaron esta caída (Fig. 1A). En condiciones no salinas etefón, paclobutrazol y cloruro de mepiquat mantuvieron mayores niveles de  $K^+$  en las raíces comparado con el control, pero en condiciones salinas se produjo lo contrario, que justifica la interacción significativa salinidad x fitorregulador con un efecto sinérgico.

Los dos factores estudiados no afectaron al contenido de  $Ca^{2+}$  en las raíces, pero en las hojas tuvieron interacciones significativas (Tabla 3). En plantas no salinizadas, cloruro de cloromequat aumentó fuertemente el  $Ca^{2+}$  de las hojas basales pero en condiciones salinas estas plantas presentaron los valores fueron más bajos (Fig. 3B). En las hojas intermedias de las plantas no salinizadas, todos los fitorreguladores redujeron el  $Ca^{2+}$ . La salinidad redujo el  $Ca^{2+}$  de estas hojas en el control y en las plantas pulverizadas con cloruro de cloromequat; por el contrario, paclobutrazol aumentó el  $Ca^{2+}$  foliar (Fig. 3C).

Ni los fitorreguladores ni la salinidad alteraron la concentración de  $Mg^{2+}$  en las raíces (Tabla 3). La salinidad redujo ligeramente el contenido de  $Mg^{2+}$  en las hojas basales e intermedias, y el paclobutrazol fue el único fitorreguladores que alteró el  $Mg^{2+}$  foliar, aumentándolo tanto en las basales como en las intermedias.

## Fluorescencia clorofílica

La mínima fluorescencia en estado de adaptación a la oscuridad ( $F_o$ ) no fue alterada por la salinidad ni por los fitorreguladores (Tabla 4), y la cantidad de quantum en el estado de adaptación a la oscuridad ( $F_v/F_m$ ) lo fue por ambos factores. La salinidad redujo la relación  $F_v/F_m$  en las plantas control y en las plantas tratadas con los fitorreguladores, pero el paclobutrazol frenó esta caída (Fig. 4A).

## **Pérdidas de electrolitos**

La salinidad aumentó la pérdida de electrolitos en las células en todos los tratamientos (Fig. 4B). El control y las plantas tratadas con cloruro de cloromequat y cloruro de mepiquat lo aumentaron en la misma proporción, pero etefón y paclobutrazol interaccionaron con la salinidad provocando un efecto sinérgico en el primer fitorregulador y un efecto antagónico en el segundo. Esto produjo que en las plantas estresadas la mayor pérdida de electrolitos fuera en las plantas tratadas con etefón y la menor en las tratadas con paclobutrazol.



**Tabla 1.-**Significación estadística de la salinidad (SL) y los fitorreguladores (FT) y su interacción sobre los parámetros de crecimiento, desarrollo y color. Paclobutrazol (PAC), etefón (ETC), cloruro de mepiquat (CMC) y cloruro de cloromequat (CCL)<sup>1</sup>

PARÁMETROS	Salinidad		Fitorregulador				Estadística			
	Control	Salinidad	PAC	ETF	CME	CCL	Control	SL	FT	SLxFT
Altura de planta (cm)	53,10 b	32,43 a	15,63 a	36,25 b	48,60 c	53,25 d	60,10 e	***	***	***
Anchura de planta (cm)	42,11 b	27,12 a	25,42 a	31,62 b	40,46 c	35,83 b	39,74 c	***	***	ns
Peso seco aéreo (g)	38,80 b	27,84 a	17,87 a	24,14 a	37,29 b	36,23 b	51,07 c	***	***	ns
Índice de compacidad (g/cm <sup>3</sup> )	0,65 a	1,24 b	2,56 b	0,75 a	0,42 a	0,61 a	0,40 a	**	***	*
Nº de capítulos por planta	96,08 b	49,84 a	82,90 b	88,50 b	60,70 a	68,10 a	64,60 a	***	***	*
% de inflorescencias abiertas	25,56 a	38,80 b	13,15 b	6,50 a	48,27 c	39,94 c	56,66 d	**	**	ns
Ø de capítulo (cm)	5,59 a	5,49 a	6,54 d	3,21 a	6,39 cd	5,33 b	6,22 c	ns	***	ns
Ø del flósculo (cm)	1,93 b	1,81 a	2,06 c	1,50 a	1,96 bc	1,88 b	1,96 bc	*	***	ns
Longitud de la lígula (cm)	1,83 a	1,84 a	2,24c	0,86 a	2,21 c	1,72 b	2,13 c	ns	***	ns
Ø capítulo/flósculo	0,96 a	1,05 b	1,18 c	0,64 a	1,15 c	0,95 b	1,11 c	*	***	ns
Color de lígulas (Hue)	95,29 a	95,27 a	98,44 c	86,18 a	98,26 c	94,74 b	98,80 c	ns	***	ns
Color de lígulas (Croma)	47,84 a	45,52 a	39,94 a	68,46 c	39,06 a	47,31 b	38,65 a	ns	**	ns
Color de lígulas (L)	72,85 a	73,99 a	75,91b c	63,88 a	77,01 c	74,09 b	76,21 c	ns	***	ns
Clorofila foliar (SPAD)	33,21 b	29,01 a	38,85 c	22,99 a	30,86 b	30,88 b	32,03 b	***	***	**

<sup>1</sup>ns, \*, \*\*, \*\*\* indican ausencia de significación estadística y significación con  $P \leq 0,05$ , 0,01 y 0,001, respectivamente. Los valores dentro de cada fila que no tienen ninguna letra en común son significativamente diferentes según el test de LSD.

**Tabla 2.-**Significación estadística de la salinidad (SL) y los fitorreguladores (FT) y su interacción sobre las relaciones hídricas de las plantas y las características del drenaje. Paclobutrazol (PAC), etefón (ETE), cloruro de mepiquat (CME) y cloruro de cloromequat (CCL).  $\Psi_h$  (potencial hídrico foliar),  $\Psi_p$  (potencial de turgor),  $\Psi_o$  (potencial osmótico),  $\Psi_{os}$  (potencial osmótico a saturación)<sup>1</sup>

PARÁMETROS	Salinidad		Fitorregulador				Estadística			
	Control	Salinidad	PAC	ETE	CME	CCL	Control	SL	FT	SL x FT
Suculencia aérea (gPF/gPS)	9,09 a	6,67 b	11,11 a	7,69 b	6,67 cd	7,69 bc	6,25 d	***	***	**
$\Psi_h$ (MPa)	-0,45 b	-0,67 a	-0,47 b	-0,50 ab	-0,48 b	-0,43 b	-0,66 a	**	*	ns
$\Psi_p$ (MPa)	0,47 a	0,57 a	0,50 a	0,48 a	0,71 a	0,67 a	0,51 a	ns	ns	ns
$\Psi_o$ (MPa)	-0,91 b	-1,24 a	-0,97 a	-0,98 a	-1,19 a	-1,10 a	-1,17 a	***	ns	ns
$\Psi_{os}$ (MPa)	-1,12 b	-1,53 a	-1,21 a	-1,24 a	-1,36 a	-1,32 a	-1,39 a	**	ns	ns

<sup>1</sup>ns, \*, \*\*, \*\*\* indican ausencia de significación estadística y significación con  $P \leq 0,05$ ,  $0,01$  y  $0,001$ , respectivamente. Los valores dentro de cada fila que no tienen ninguna letra en común son significativamente diferentes según el test de LSD.

**Tabla 3.-** Significación estadística de la salinidad (SL) y los fitorreguladores (FT) y su interacción sobre la concentración de iones en hojas y raíces. Paclobutrazol (PAC), etefón (ETF), cloruro de mepiquat (CME) y cloruro de clorimequat (CCL). Valores en mg/g peso seco<sup>1</sup>

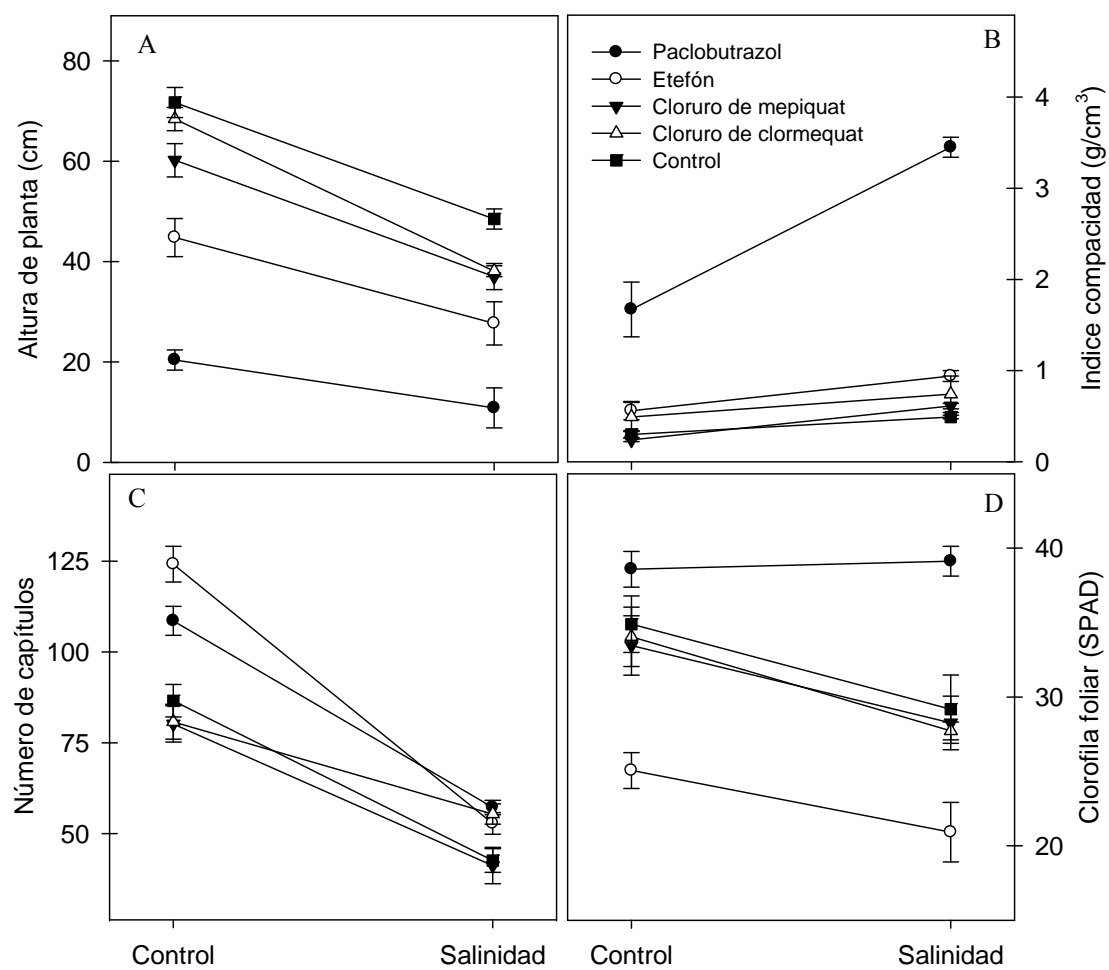
IONES	Salinidad		Fitorregulador				Estadística			
	Control	Salinidad	PAC	ETF	CME	CCL	Control	SL	FT	SL x FT
hojas basales										
Na <sup>+</sup>	13,58 a	33,63 b	17,42 a	23,17 ab	23,16 ab	24,77 ab	29,5 b	***	ns	ns
Cl <sup>-</sup>	33,57 a	52,78 b	34,24 a	39,3 a	43,42 ab	42,59 a	56,36 b	**	*	ns
K <sup>+</sup>	31,15 b	12,34 a	22,60 a	20,99 a	21,07 a	22,20 a	21,66 a	***	ns	ns
Ca <sup>2+</sup>	10,36 a	9,38 a	9,69 a	10,91 a	10,01 a	9,06 a	9,7 a	ns	ns	*
Mg <sup>2+</sup>	7,23 b	6,09 a	7,80 c	6,52 ab	7,22 b	6,21 a	6,55 ab	**	*	ns
hojas intermedias										
Na <sup>+</sup>	7,59 a	22,56 b	17,6 a	14,15 a	13,25 a	13,10 a	17,27 a	***	ns	ns
Cl <sup>-</sup>	21,51 a	37,66 b	32,47 a	26,86 a	23,53 a	31,5 a	33,61 a	**	ns	ns
K <sup>+</sup>	16,53 b	10,09 a	19,17 b	11,45 a	12,52 a	11,03 a	12,39 a	**	*	ns
Ca <sup>2+</sup>	8,57 a	8,55 a	10,89 b	8,2 a	8,109 a	7,25 a	7,88 a	ns	**	**
Mg <sup>2+</sup>	6,48 b	5,63 a	7,0 b	5,9 ab	5,97 ab	5,65 a	5,75 a	*	*	ns
raíces										
Na <sup>+</sup>	11,07 a	27,82 b	25,47 b	24,5 b	14,58 a	21,54 b	11,13 a	***	***	ns
Cl <sup>-</sup>	21,06 a	40,84 b	39,40 b	37,30 b	22,09 a	27,38 a	23,56 a	***	***	ns
K <sup>+</sup>	31,02 b	6,07 a	18,47 a	16,62 a	18,08 a	22,41 b	17,19 a	***	**	***
Ca <sup>2+</sup>	7,16 a	6,31 a	6,88 a	7,25 a	6,49 a	7,11 a	5,95 a	ns	ns	ns
Mg <sup>2+</sup>	5,8 a	5,12 a	5,69 a	5,78 a	5,46 a	5,74 a	4,63 a	ns	ns	ns

<sup>1</sup> ns, \*, \*\*, \*\*\* indican ausencia de significación estadística y significación con  $P \leq 0,05$ , 0,01 y 0,001, respectivamente. Los valores dentro de cada fila que no tienen ninguna letra en común son significativamente diferentes según el test de LSD.

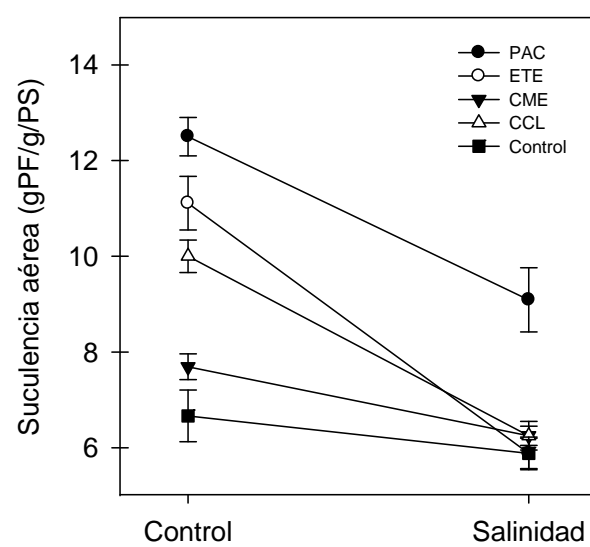
**Tabla 4.-** Significación estadística de la salinidad (SL) y los fitorreguladores (FT) y su interacción sobre la fluorescencia clorofílica y la liberación de electrolitos. Paclobutrazol (PAC), etefón (ETF), cloruro de mepiquat (CME) y cloruro de cloromequat (CCL). Mínima fluorescencia en estado de adaptación a la oscuridad (Fo). Eficiencia del fotosistema II adaptada a la oscuridad (Fv/Fm). Pérdidas de electrolitos (PE)<sup>1</sup>

PARÁMETROS	Salinidad		Fitorregulador				Estadística			
	Control	Salinidad	PAC	ETF	CME	CCL	Control	SL	FT	SL x FT
Fo	74,8 a	73,3 a	75,5 a	72,8 a	73,1 a	71,5 a	76,4 a	ns	ns	ns
Fv/Fm	0,87 b	0,79 a	0,86 a	0,81 a	0,82 a	0,82 a	0,82 a	***	ns	**
PE (%)	1,55 a	3,37 b	1,60 a	3,22 d	2,41 bc	2,26 b	2,8 cd	***	***	***

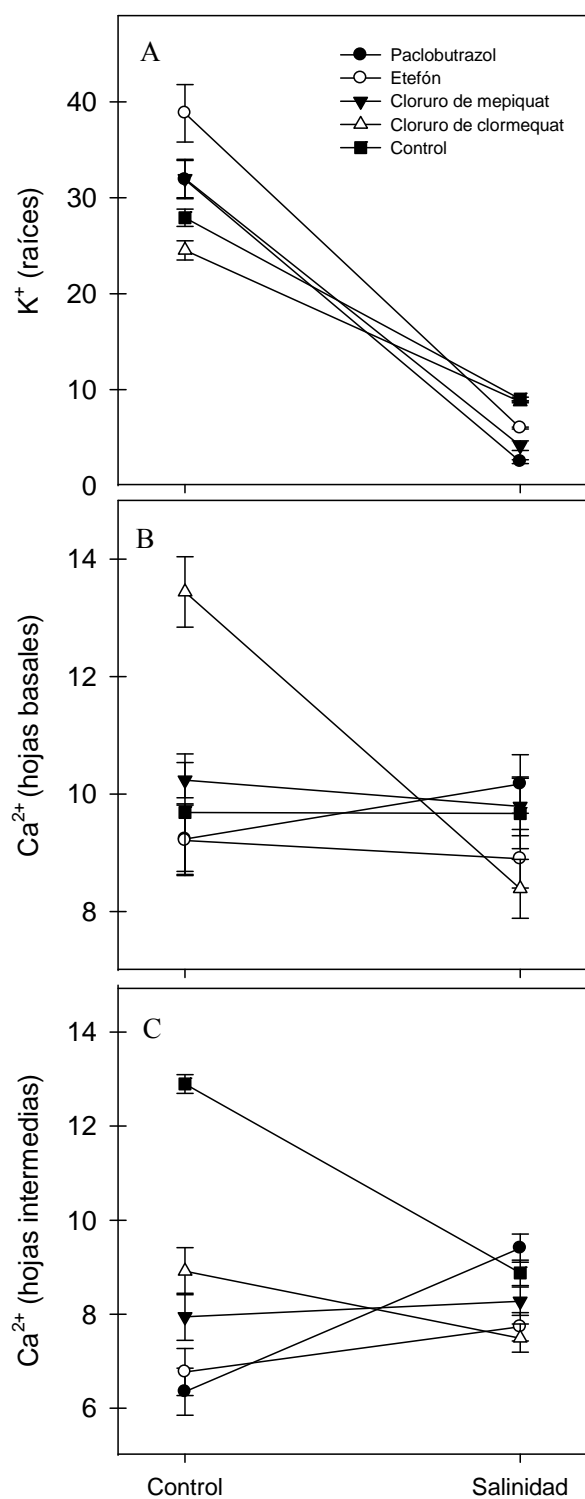
<sup>1</sup>ns, \*, \*\*, \*\*\* indican ausencia de significación estadística y significación con  $P \leq 0,05$ , 0,01 y 0,001, respectivamente. Los valores dentro de cada fila que no tienen ninguna letra en común son significativamente diferentes según el test de LSD.



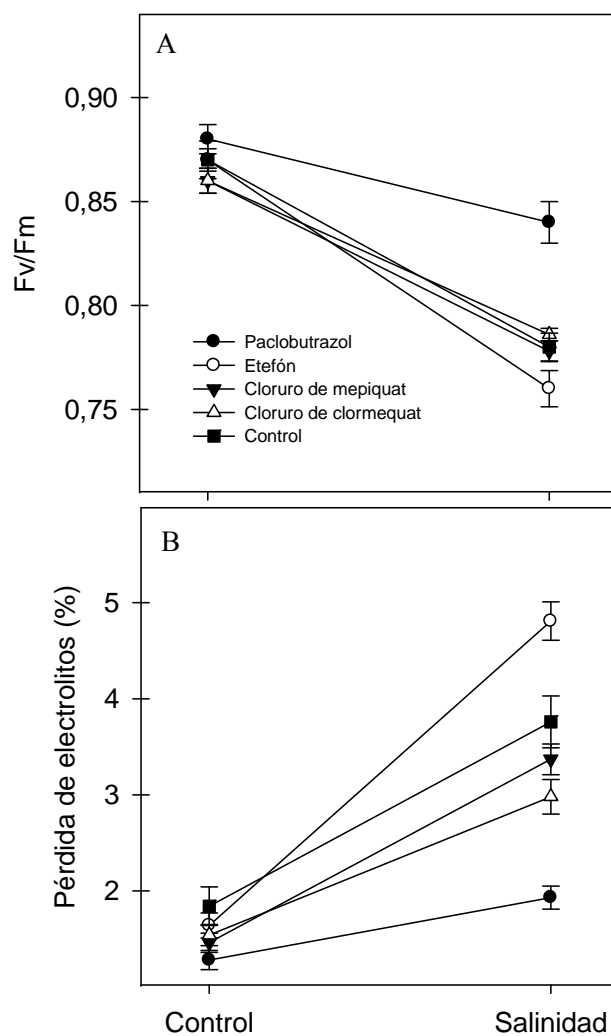
**Figura 1.-** Efectos de la salinidad y los fitorreguladores sobre la altura de planta (A), compactad (B), número de botones (C) y clorofila foliar (D). Las barras indican el error estándar.



**Figura 2.-** Efectos de la salinidad y los fitorreguladores sobre la succulencia aérea. Las barras indican el error estándar.

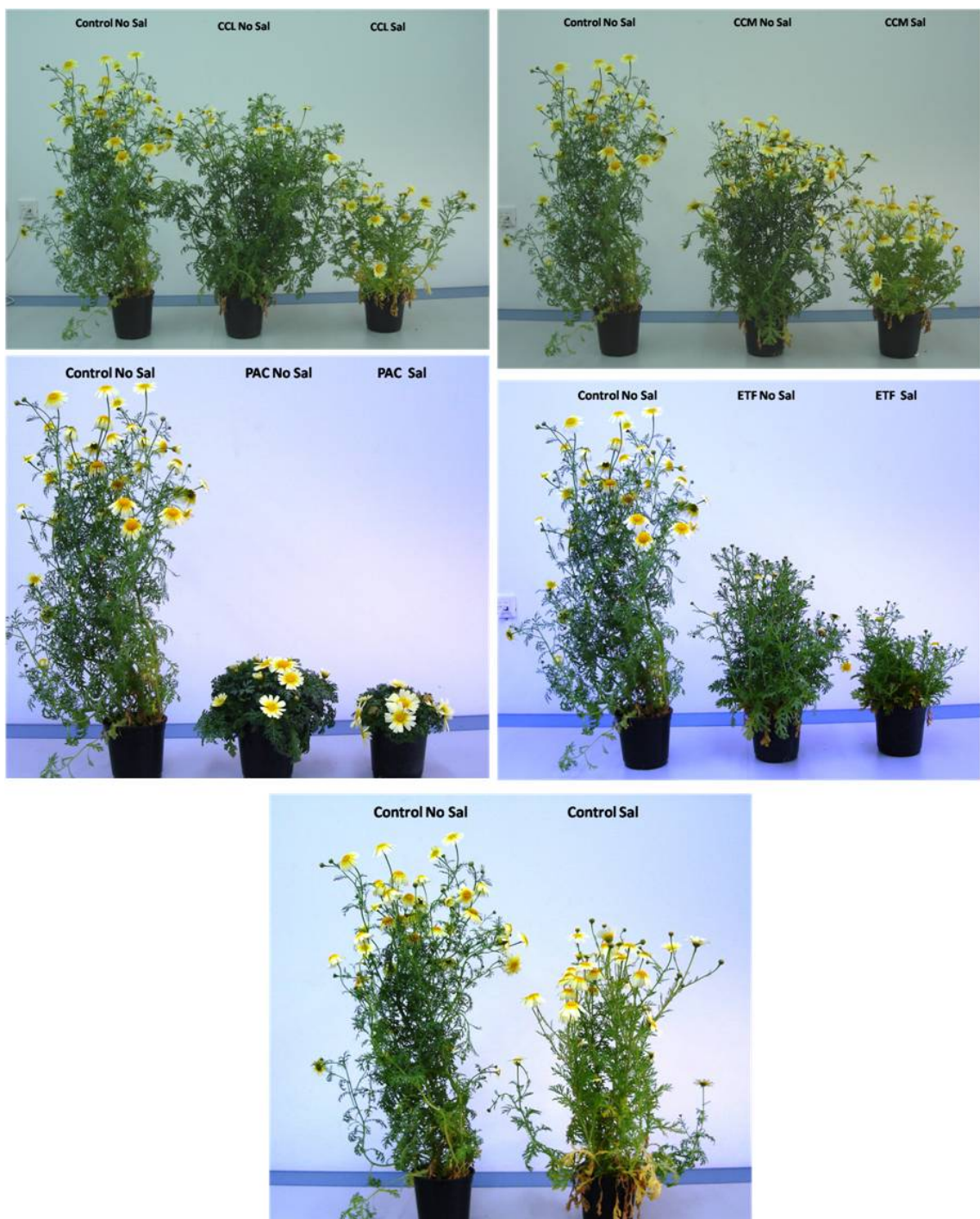


**Figura 3.-** Efectos de la salinidad y los fitoreguladores sobre el contenido de potasio en las raíces, calcio en hojas basales (B), calcio en hojas intermedias (C). Las barras indican el error estándar.

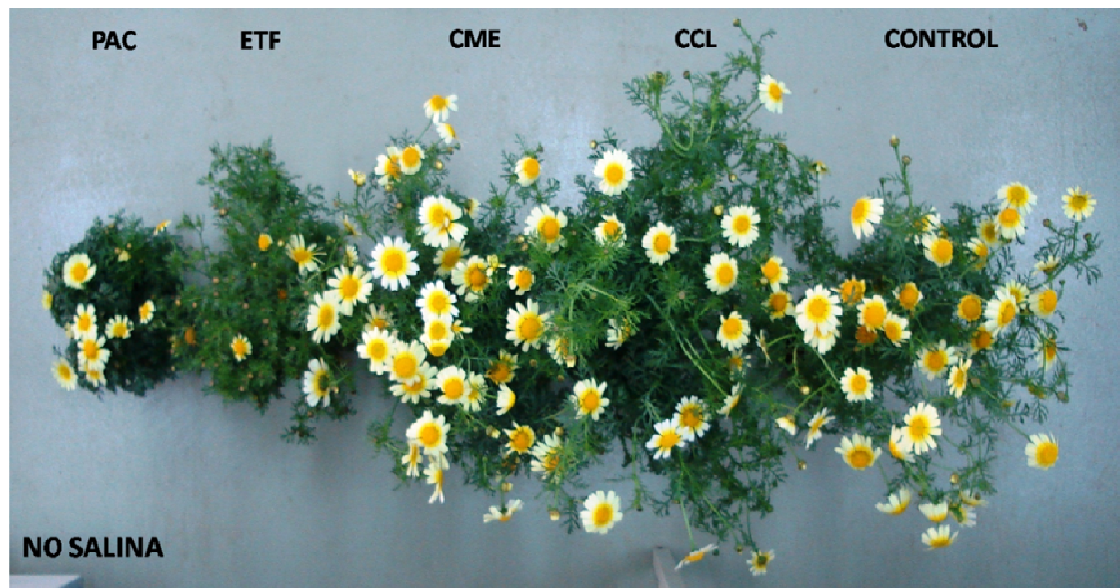


**Figura 4.-** Efectos de la salinidad y los fitorreguladores sobre Fv/Fm (A) la pérdida de electrolitos (B). Las barras indican el error estándar.





**Foto 10.-**Comparativa de altura y anchura entre tratamientos con fitorreguladores y condiciones salinas y no salinas.

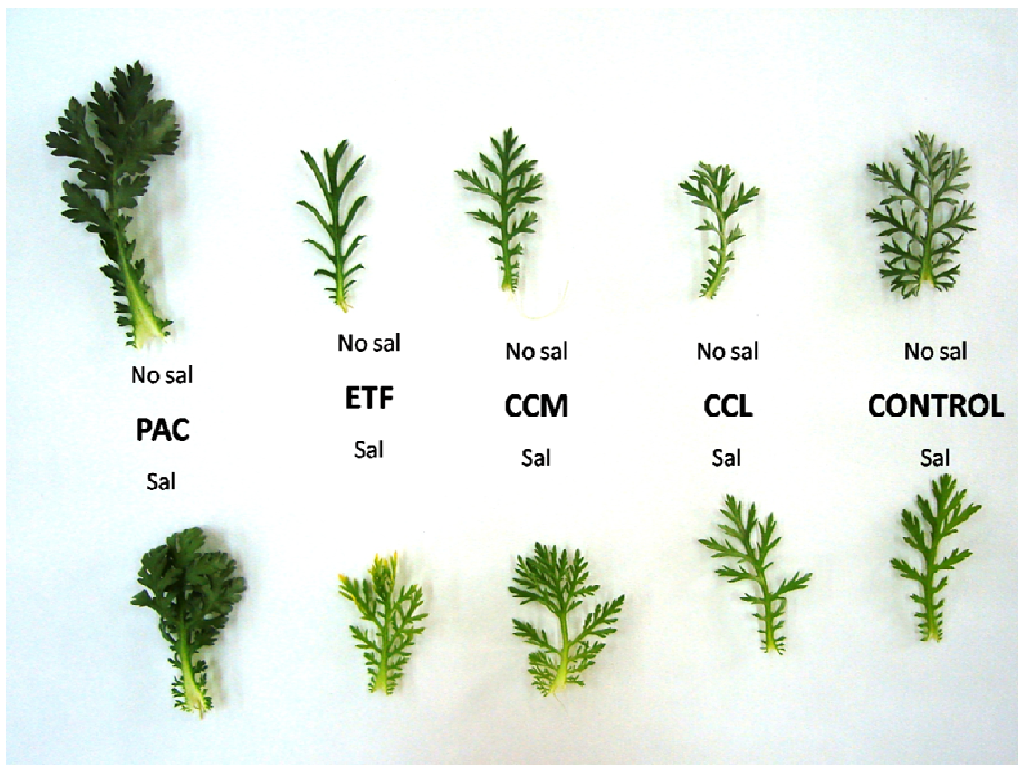


**Foto 11.-** Floración para los distintos fitorreguladores en condiciones salinas y no salinas





**Foto 12.-** Detalle de la inflorescencia en etefón



**Foto 13.-** Morfología de la hoja para los distintos fitorreguladores en condiciones salinas y no salinas

## DISCUSIÓN

---

## DISCUSIÓN

En este experimento, reducciones de la biomasa aérea y del tamaño de planta fueron observados en plantas estresadas con sal. El grado de reducción de la biomasa por la salinidad está considerado como un criterio para conocer el grado de tolerancia a este estrés (Ho y Adams, 1994). Varios investigadores han demostrado que el crecimiento aéreo es más sensible que el radical a la salinidad (Shalhevet et al., 1995; Bernstein et al., 2001; Silva et al., 2008). En este experimento no se midió el efecto de la salinidad sobre el crecimiento radical por su dificultad en la extracción de las raíces, ya que *C. coronarium* desarrolla una extensísima y fina cabellera radical. La reducción del peso seco de la parte aérea del *C. coronarium* se aproximó al 30%, porcentaje que está por debajo del 50% observado en geranios y coleos cuando se regaron con aguas con un nivel de salinidad parecida (Zurayk et al., 1993; Ibrahim et al., 1991). En especies autóctonas semileñosas de la Cuenca mediterránea estas reducciones fueron del 54% (*Cistus albidus*) y del 32% (*Cistus monspeliensis*) (Torrecillas et al., 2003). Y en *Asteriscus maritimus*, especie herbácea y también autóctona, la aplicación de 70 mM de NaCl redujo el crecimiento aéreo un 55% (Rodríguez et al., 2005). A la vista de estas cifras y considerando sólo este parámetro, podemos sugerir que *C. coronarium* es moderadamente tolerante a la salinidad. Los fitorreguladores afectaron en el mismo sentido que la salinidad al peso seco aéreo, pero con mayor efectividad cuando se aplicaron paclobutrazol y etefón. La ausencia de interacción salinidad x fitorregulador indica que los fitorreguladores no mejoran ni empeoran el efecto de la salinidad.

El tamaño desarrollado por las plantas control (no salinizadas ni tratadas con fitorreguladores) en la maceta fue grande, alcanzando mucha altura, lo que redujo su compacidad. Desde el punto de vista ornamental esto imposibilita su comercialización. En otras especies herbáceas y floríferas comercializadas en maceta del 14, la altura suele estar entre 20 y 25 cm (Bañón et al., 2002). Una fuerte reducción de la altura es necesaria para resolver este problema, y la salinidad, aunque redujo el tamaño de planta y aumentó la compacidad, no fue lo suficientemente efectiva. En este sentido, sólo el paclobutrazol fue efectivo para situar la altura en el intervalo 20-25 cm, pero como su efecto fue aditivo al de la salinidad, la aplicación conjunta de ambos tratamientos nos llevó a una altura quizás demasiado baja (16 cm). La adecuación de la dosis o número de aplicaciones podría optimizar estos resultados. La aplicación de paclobutrazol fue más efectiva todavía sobre la mejora de la compacidad, con un efecto sinérgico en condiciones salinas.

La incidencia de la salinidad sobre las características floríferas se centró especialmente en la reducción de los capítulos de la planta (se redujo a la mitad), y también retrasó la

apertura de los mismos. Etefón y paclobutrazol favorecieron la presencia de capítulos en condiciones no salinas, pero con salinidad este efecto fue débil. Esto evidencia una pérdida importante del fuerte carácter florífero de esta especie cuando es regada con agua salina. Etefón fue el fitorregulador con mayor incidencia sobre el desarrollo de las inflorescencias, afeándolas fuertemente al hacerlas más pequeñas e inducir una pérdida de calidad de color (de menor viveza, más claro y con un amarillo más rojizo). Paclobutrazol actuó en sentido contrario, aumentando el tamaño de los capítulos independientemente de las condiciones salinas.

La salinidad inhibe el crecimiento y afecta al desarrollo de las plantas por estrés hídrico (efecto osmótico). En este experimento las plantas salinizadas y no salinizadas presentaron la misma turgencia, a pesar de que el  $\Psi_h$  de las primeras fue más negativo, lo que pudo deberse a que estas plantas realizaron ajuste osmótico como indican los valores de  $\Psi_{os}$ . Sin embargo, la salinidad no desarrolló la succulencia (Fig. 2), otra estrategia osmótica para resistir la salinidad (Zekri, 1991) y que puede ser promovida por el NaCl (Batanoumy, 1996). Los fitorreguladores fomentaron la succulencia, pero en condiciones salinas sólo las plantas tratadas con el paclobutrazol la mantuvo alta. La influencia de los fitorreguladores sobre los parámetros hídricos fue baja, y sólo el paclobutrazol aumentó el  $\Psi_h$ . Esta mejora del  $\Psi_h$  por el paclobutrazol no fue correspondida con un mayor turgor de estas plantas, ni acompañado por un ajuste osmótico, a pesar de que en otros trabajos sí fue observada esta relación (Davis *et al.* 1988; Fletcher y Hofstra 1988; Watson 2001; Bañón *et al.*, 2005). El aumento del  $\Psi_h$  por el paclobutrazol puede estar relacionado con su capacidad para regular la apertura estomática. Asare-Boamah *et al.* (1986) observaron que paclobutrazol incrementó la resistencia al intercambio estomático para evitar pérdidas de agua vía transpiración. De hecho, el paclobutrazol ha sido comercializado en Canadá como antitranspirante en coníferas (Fletcher *et al.* 2000).

La afección de la salinidad sobre el crecimiento y desarrollo está determinada por la acumulación de iones, produciendo efectos tóxicos y desequilibrios nutricionales. La salinidad produjo una significativa acumulación de  $\text{Na}^+$  y  $\text{Cl}^-$  en las hojas y raíces, especialmente en las hojas basales. Esto puede justificar que estas hojas presentaran claros síntomas por daños salinos (quemaduras y necrosis foliares), mientras que las intermedias estos síntomas no se apreciaron, lo que sugiere que los niveles tóxicos foliares en *C. coronarium* estarían alrededor de 34 y 53 mg/g PS de  $\text{Na}^+$  y  $\text{Cl}^-$ , respectivamente. Tanto en las hojas como en las raíces se acumuló más  $\text{Cl}^-$  que  $\text{Na}^+$ , lo que sugiere que el  $\text{Cl}^-$  es un ión que entró y se transportó mejor por la planta que el  $\text{Na}^+$ . Se ha sugerido que el  $\text{Na}^+$  es un ion que tiende a ser secuestrado en las raíces y tejidos maduros (Ferguson and Grattan, 2005), mientras que el  $\text{Cl}^-$  está

continuamente transportándose a las hojas (Munns and Tester, 2008). Sin embargo, la acumulación de  $\text{Na}^+$  en las raíces y hojas en las plantas salinizadas no fue muy diferente, lo que indica que no se desarrollaron mecanismos de tolerancia basados en la habilidad para limitar el transporte de  $\text{Na}^+$  desde las raíces a la parte aérea, como se ha sugerido en otras especies (Greenway and Munns, 1980). Quizás, las hojas de la parte baja del tallo desarrollaron este mecanismo de tolerancia a la salinidad (Maathuis and Amtmann, 1999). La aplicación de paclobutrazol aumentó la retención de  $\text{Na}^+$  y  $\text{Cl}^-$  en las raíces, y consecuencia de ello el contenido de ambos iones disminuyó en las hojas basales (Tabla 3). Esto sugiere que paclobutrazol activó este mecanismo de tolerancia a la salinidad al dificultar el ascenso y transporte de  $\text{Na}^+$  y  $\text{Cl}^-$ , lo que mejora la capacidad de la planta para reducir el estrés salino. Estudios similares en otras especies comprobaron la reducción de  $\text{Na}^+$  y  $\text{Cl}^-$  por el paclobutrazol (Abou El-Khashab et al., 1997; Saeed, 2005). Por otro lado, aunque se produjo una cierta acumulación de  $\text{Na}^+$  y  $\text{Cl}^-$  en las hojas intermedias (22,56 y 37,66 mg/g, respectivamente), no se observaron síntomas aparentes de salinidad, lo que podría sugerir un mecanismo de inclusión de iones tóxicos en esta especie para reducir la concentración de sal en el citoplasma de las células (Waisel, 1972; Leigh and Storey, 1993; Munns, 2002). Cultivos tolerantes a la salinidad como cebada y espinacas no mostraron efectos tóxicos con concentraciones de  $\text{Cl}^-$  entre 20 y 30 mg/g (Wu et al., 1995). Los resultados obtenidos indican que ningún fitorregulador fomentó este mecanismo de inclusión de iones.

El aumento de los iones salinos en la solución nutritiva puede producir desequilibrios nutricionales al interactuar con los nutrientes (Grattan and Grieve, 1999). Se suelen establecer competencias entre el  $\text{Na}^+$  y el resto de cationes, destacando su competencia con la entrada de  $\text{K}^+$  (Schroeder et al., 1994), que se produce porque tienen similares tamaño iónico y propiedades químicas (Harry and Benton, 1996). En este estudio, el estrés salino redujo fuertemente el contenido de  $\text{K}^+$  en las hojas y raíces. En las raíces la reducción fue del 80% del control (Tabla 3), lo que sugiere que con altos contenidos de  $\text{Na}^+$  en la solución del medio se mejora la absorción de este ión en detrimento del  $\text{K}^+$ . La disminución del cociente  $\text{K}^+/\text{Na}^+$  en las raíces desde 2,86 (control) a 0,23 (salinidad) en este experimento lo confirma. En las hojas basales de las plantas salinizadas este ratio fue de 0,36 y en las intermedias de 0,45, lo que indica que el transporte de  $\text{K}^+$  en el tallo no estuvo muy afectado por la competición con el  $\text{Na}^+$ , como han comentado otros autores (Salim, 1989; Navarro et al., 2007). La interacción entre el contenido de  $\text{Na}^+$  y  $\text{K}^+$  se ha considerado un factor clave para determinar la tolerancia a la salinidad de las plantas (Willadino and Camara, 2005). Cuanto más competencia tiene el  $\text{Na}^+$  y el  $\text{Cl}^-$  con el resto de iones, mayor sensibilidad a la salinidad (Nieman and Clark, 1976; Slama, 1986). Según Greenway and Munns (1980) ratios  $\text{K}^+/\text{Na}^+ \geq 1,7$  son necesarios para una

optimizar la eficiencia metabólica de las plantas no halófitas, lo que indica que la reducción del  $K^+$  afectó al crecimiento y desarrollo de *C. coronarium* bajo salinidad. Por otro lado, el  $K^+$  es uno de los principales solutos compatibles para hacer el ajuste osmótico (Wyn Jones y Gorham, 1983). Su reducción por la salinidad favorece que el ajuste osmótico se alcance mediante la acumulación de  $Na^+$  y  $K^+$  (Alarcón et al., 1994), aumentando la probabilidad de producir daños celulares. Con los resultados obtenidos, no está claro el papel de los fitorreguladores para mantener los niveles de  $K^+$ . Se ha sugerido que paclobutrazol mantiene altos niveles de  $K^+$  en hojas y raíces en mango bajo estrés salino (Kishor et al., 2009). En este experimento, esto solo se observó en las hojas intermedias, y es posible que influyera sobre la ausencia de síntomas salinos en dichas hojas, lo que sería un efecto añadido del paclobutrazol para mejorar la tolerancia a la salinidad *C. coronarium*.

El contenido de  $Ca^{2+}$  en los tejidos de *C. coronarium* no fue afectado por la salinidad, sin embargo, se ha sugerido que altas concentraciones de  $Na^+$  en la solución nutritiva reduce la disponibilidad del  $Ca^{2+}$  en la planta (Ho et al., 1993; Láuchi and Epstein 1984). Quizás, el estrés aplicado no fue lo suficientemente fuerte para producir este comportamiento, ya que De Pascale et al. (2003) encontraron en pimiento la mejora de la habilidad para coger  $Ca^{2+}$  cuando el estrés salino era moderado, pero un fuerte estrés salino redujo el transporte del  $Ca^{2+}$ . Y Niu and Rodriguez (2008) encontraron un comportamiento errático del contenido de  $Ca^{2+}$  en portainjertos de rosa bajo salinidad.

Se ha sugerido que el  $Mg^{2+}$  puede interaccionar con el  $Na^+$  y  $Ca^{2+}$ , y que tiene un gran efecto depresivo sobre el  $K^+$  (Harry and Benton, 1996). Sin embargo, a la vista de las concentraciones de  $Mg^{2+}$  en los tejidos (Tabla 3), no parece que este ión haya incidido fuertemente sobre los efectos producidos en este experimento. La salinidad redujo ligeramente el  $Mg^{2+}$  en las hojas, y el paclobutrazol tuvo el efecto contrario. El  $Mg^{2+}$  es un importante constituyente de la clorofila, y la reducción de los contenidos foliares por la salinidad (Arshi et al. 2002; El-Iklil et al. 2002; El-Kheir et al. 2000) podría justificar la disminución de clorofila foliar por la salinidad. Y lo contrario podría decirse para el PAC. El aumento de la clorofila por el paclobutrazol está considerado como un efecto típico de este compuesto, que se debe a la estimulación de la síntesis de citoquininas (Fletcher y Arnold, 1986) o a la prevención de su degradación (Grossman, 1992), ya que esta hormona induce la síntesis de clorofila (Visser et al. 1992) y la diferenciación de cloroplastos (Fletcher et al. 1982; Harvey et al. 1974).

El estrés salino afecta a todos los procesos metabólicos y fisiológicos de las plantas, especialmente a la fotosíntesis. La reducción de la fotosíntesis puede estar relacionada con aspectos estomáticos (Hsiao et al., 1976; Osmond et al., 1982) o puede ser consecuencia de daños en los cloroplastos (Soldatini y Gianini, 1985). La salinidad fomenta la formación de



especie de oxígeno activas que pueden dañar los centros de reacción del fotosistema II (PSII) y a la integridad de la membrana celular (Bowler y Fluhr, 2000). El análisis de la fluorescencia clorofílica es una técnica eficaz y precisa para estudiar los daños en el aparato fotosintético. Entre los parámetros más utilizados para valorar la actividad fotoquímica de las clorofilas está la eficiencia del PSII adaptada a la oscuridad ( $F_v/F_m$ ) (Maxwell and Johnson 2000, Havaux et al. 1991).  $F_v/F_m$  es una medida porcentual de la capacidad fotoquímica potencial del PSII, y está basado en el cálculo de la mínima fluorescencia en estado de adaptación a la oscuridad ( $F_o$ ) y la máxima fluorescencia en estado de adaptación a la oscuridad ( $F_m$ ). La sensibilidad de este ratio a estreses ambientales lo ha convertido en un fiable indicador del estrés que sufre la planta (Krause and Weis 1991; Figueroa et al. 1997). Los valores estables de  $F_o$  en todos los tratamientos de este estudio indican que no hay daños importantes en el funcionamiento del centro de reacción del PSII a nivel basal (Araus et al 1998; Bolhar-Nordenkamp et al. 1989). El mantenimiento de la  $F_o$  y la reducción de  $F_v/F_m$  indican una reducción de  $F_m$ , lo que significa una menor cantidad de PSII disponible. Esto sugiere que la salinidad redujo la capacidad fotosintética potencial de la planta. paclobutrazol frenó la caída de  $F_v/F_m$  en plantas estresadas con sal, mostrando una capacidad protectora del PSII frente a daños por estrés salino.

La pérdida de electrolitos determina la permeabilidad de la membrana celular y se suele usar como índice de medida del daño celular por un estrés (Earnshaw, 1993). A mayor liberación de electrolitos mayor permeabilidad de la membrana, y por tanto mayor daños a nivel celular. En este experimento la salinidad dañó las membranas celulares, y el efecto combinado de la salinidad y el paclobutrazol sugieren un papel protector del fitorregulador frente a este daño. Sakhabutdinova et al. (2004) encontraron daños similares por la salinidad en trigo. Los daños sobre la membrana celular están fuertemente relacionados con la disminución de la actividad fotosintética de la planta (Deshmukh *et al.*, 2006), y en nuestro caso podrían haber participado en la producción de daños al PSII. Parece lógico pensar que el desequilibrio de iones ocasionado por la salinidad produjo daños en las membranas celulares. Se ha sugerido que altas concentraciones de  $\text{Na}^+$  en la solución de riego reduce la disponibilidad del  $\text{Ca}^{2+}$  (Ho et al., 1993) o puede desplazar al  $\text{Ca}^{2+}$  de las posiciones de intercambio en las membranas celulares (Cramer et al., 1985). En este experimento pudo ocurrir lo segundo, ya que el contenido de calcio en los tejidos no fue alterado por la salinidad. Por otro lado, se ha sugerido que el  $\text{K}^+$  tiene una función protectora tanto de la membrana celular como de los enzimas relacionados con su estabilidad (Hasegawa et al., 2000). La fuerte reducción de  $\text{K}^+$  observado en este experimento redujo, por tanto, la capacidad protectora de las membranas.

En este experimento, las implicaciones del paclobutrazol sobre los mecanismos de protección frente a daños por salinidad en las membranas y el PSII pueden estar relacionados la reducción del contenido de  $\text{Na}^+$  y  $\text{Cl}^-$  en hojas y raíces, el aumentó el  $\text{K}^+$  en las hojas intermedias y el mantenimiento de la caída de la clorofila foliar (Fletcher and Hofstra, 1988) y de la succulencia aérea. No obstante, hay otras sugerencias que relacionan la capacidad protectora del paclobutrazol con la mejora de la actividad de los sistemas antioxidantes (Senaratna et al., 1988; Fletcher *et al.* 2000) y la detoxificación de especies de oxígeno activado (Upadhy et al., 1989; Kraus and Fletcher, 1994).

## CONCLUSIÓN

---

## CONCLUSIÓN

A la vista de nuestros resultados podemos considerar que *C. coronarium* es moderadamente tolerante a la salinidad, aunque su capacidad florífera se vio fuertemente disminuida por la salinidad. Parece que esta planta desarrolla mecanismos de tolerancia a la salinidad frenando el transporte de  $\text{Na}^+$  y  $\text{Cl}^-$  y al incluir iones tóxicos. Los síntomas por salinidad más evidentes fueron en las hojas basales, donde se acumularon las mayores concentraciones de iones salinos. El daño en las membranas celulares de estas hojas puede estar relacionado con la fuerte reducción de  $\text{K}^+$ . El fitorregulador más eficaz para control el crecimiento y desarrollo y mejorar la resistencia a la salinidad fue el PAC, que mejoró la compactidad, aumentó el tamaño de los capítulos, frenó la caída de  $\text{Fv}/\text{Fm}$  y redujo el daño en las membranas celulares. Esto sugiere que paclobutrazol activó este mecanismo de tolerancia a la salinidad al dificultar el ascenso y transporte de  $\text{Na}^+$  y  $\text{Cl}^-$  y frenar la caída de clorofila foliar por la salinidad. Sugiere que la salinidad redujo la capacidad fotosintética potencial de la planta. Etefón dañó fuertemente la floración y el resto de fitorreguladores no fueron lo suficientemente efectivos, quizás porque las concentraciones aplicadas o el número de aplicaciones no fue el adecuado, o porque las exigencias de estas materias activas son demasiadas altas para producir una mejora ornamental sin generar problemas de fitotoxicidad.

## REFERENCIAS

---

## REFERENCIAS

- ABOU EL-KHASHAB, A. M., EL-SAMMAK, A. F., ELAIDY, A. A. and SALAMA, M. I. 1997. Paclobutrazol reduces some negative effect of salt stress in peach. *Journal of American Society for Horticulture Sciences*, **122**: 43-46.
- Alarcon, J.J., M.J. Sanchez-Blanco, M.C. Bolarin, and A. Torrecillas. 1994. Growth and osmotic adjustment of two tomato cultivars during and after saline stress. *Plant Soil* **166**:75–82.
- Alarcon, J.J., Sánchez-Blanco, M.J., Bolarín, M.C. and Torrecillas, A. 1993. Water relations and osmotic adjustment in *Licopersicon esculentum* and *L. pennellii* during sort-term salt exposure and recovery. *Physiol. Plant.* **89**:441-447.
- Amtmann, A. and Sanders, D. 1999. Mechanisms of Na<sup>+</sup> uptake by plant cells. *Adv. Bot. Res.* **29**: 75-112.
- Araus JL, Amaro T, Casadesus J, Asbati A, Nachit MM. 1998. Relationships between ash content, carbon isotope discrimination and yield in durum wheat. *Australian Journal of Plant Physiology*. **25**, 835-842.
- Arshi, A., Abdin, M.Z. and Iqbal, M. 2002. Growth and metabolism of senna as affected by salt stress. *Biol. Plant.* **45**(2): 295-298.
- Asare-Boamah NK, Hofstra G, Fletcher RA, Dumbroff EB. 1986. Triadimefon protects bean plants from water stress through its effects on ABA. *Plant Cell Physiology*. **27**: 383-390.
- Bajji, M., Kinet, J.M., Lutts, S. 2001. The use of the electrolyte leakage method for assessing cell membrane stability as a water stress tolerance test in durum wheat. *Plant Growth Regul.* **36**:61–70
- Bañón, S., Fernández, J. A., Ochoa, J., Sánchez-Blanco, M. J. 2005. Paclobutrazol as an aid to reduce some effects of salt stress in oleander seedlings. *European Journal of Horticultural Science*. **70**: 43-49.
- Bañón, S.; González, A.; Cano, E.A.; Franco, J.A. Fernández, J.A. 2002. Growth, development and colour response of potted *Dianthus caryophyllus* cv. Mondriaan to paclobutrazol treatment. *Scientia Horticulturae*. **94**: 371-377.
- Barret, J.E. 1982. Chrysanthemum height control by ancymidol, PP333 and EL500 dependent on medium composition. *HortScience* **17**(6): 896-897.
- Batanoumy, K.H. 1996. Ecophysiology of halophytes and their traditional use in the Arab world. En: *Halophytes and Biosaline Agriculture* (R. Choukr-Allah, C.V. Malcolm, A. Hamdy, eds.), pp: 31-53. Marcel Dekker, Inc. New York.

- Bernstein, N., Ioffe, M., Zilberstein, M. 2001. Salt-stress effects on avocado rootstock growth I. Establishing criteria for determination of shoot growth sensitivity on the stress. *Plant Soil*. **233**, 1–11.
- Bolhar-Nordenkamp, H. R. , S. P. Long , N. R. Baker , G. Oquist , U. Schreiber , and E. G. Lechner .1989. Chlorophyll fluorescence as a probe of photosynthetic competence of leaves in the field: a review of current instrumentation. *Funct. Ecol.* **3**:497–514
- Bowler, C., and Fluhr, R. 2000. The role of calcium and activated oxygen as signals for controlling cross-tolerance. *Trends Plant Sci.* **5**: 241-246.
- Chapman, J.F.; Shearing, S.J. 1984. ICI pot ornamental trials. *ICI Internal Report*.
- Cramer, G.R., Läuchli, A., Polito, V.S. 1985. Displacement of  $\text{Ca}^{+}$  by  $\text{Na}^{+}$  from the plasmalemma of root cells. A primary response to salt stress? *Plant Physiol.* **79**: 207-211.
- Crowe, L. M. 1998. Lessons from nature: the role of sugars in anhydrobiosis. *Comp. Biochem. Physiol. A Mol. Integr. Physiol.* **131**: 505-13
- Davis, T.D.; Steffens, G.L.; Sankhla, N. 1988. Triazole plant growth regulators. *Horticultural Reviews*. **10**: 63-105.
- De Pascale SRuggiero CBarbieri GMaggio A. 2003. Physiological responses of pepper to salinity and drought. *Journal of the American Society for Horticultural Science*. **128**(1): 48-54.
- Deshmukh S, Hüchelhoven R, Schäfer P, Imani J, Sharma M, I Weiss M, Waller F, Kogel KH. 2006. The root endophytic fungus *Piriformospora indica* requires host cell death for proliferation during mutualistic symbiosis with barley. *Proc. Natl. Acad. Sci.* **103**: 18450–18457.
- Earnshaw, M.J. 1993. Stress indicators: electrolyte leakage. In: G.A.F. HENDRY y J.P. GRIME (Eds.) *Methods in comparative plant ecology. A laboratory manual*: 152-154 Chapman & Hall. London.
- El-Iklil, Y, Karrou, M., Rachid, M. and Benichou, M. 2002. Salt stress effect on metabolite concentrations of *Lycopersicon esculentum* and *Lycopersicon sheesmanii*. *Can. J. Plant Sci.* **82**(1): 177-183.
- El-Kheir, M.S.A.A., S.A. Kandil and H.A. El-Zeiny. 2000. Growth, yield and some physiological processes of sunflower plants as affected by paclobutrazol treatments under salt stress conditions. *Egypt J. Agron.* **22**: 107-24.
- Feng, Z.-P., Hamid, J., Doering, C., Boley, G.M., Snutch, T.P., and Zamponi, G.W. 2001. Residue G1326 of the N-type calcium channel  $\alpha 1$  subunit controls reversibility of  $\omega$ -conotoxin GVIA and MVIIB block. *J. Biol. Chem.* **276**: 15728-15735.

- Feng, Z.-P., Hamid, J., Doering, C., Jarvis, S.E., Bosey, G.M., Bourinet, E., Snutch, T.P., and Zamponi, G.W. 2001. Amino acid residues outside of the pore region contribute to N-type calcium channel permeation. *J. Biol. Chem.* **276**: 5726-5730.
- Ferguson, L. and S.R. Grattam. 2005. How salinity damages citrus: Osmotic effects and specific ion toxicities. *Hort Tech* **15**: 95-99.
- Figueroa F.L., S. Salles, J. Aguilera, C. Jiménez, J. Mercado, B. Viñegla, A. Flores-Moya & M. Altamirano. 1997. Effects of solar radiation on photoinhibition and pigmentation in the red alga *Porphyra leucosticta*. *Marine Ecology Progress Series*. **151**: 81-90.
- Fletcher, R. A., Kallidumbil, V. and Bhardwaj, S. N. 1986. Effects of fusicoccin on fresh weight and chlorophyll levels in cucumber cotyledons. *Plant and Cell Physiology*. **23**(4): 717-719.
- Fletcher, R.A. and Arnold, V. 1986. Stimulation of cytokinin and chlorophyll synthesis in cucumber cotyledons by triadimefon. *Physiol. Plant*. **66**: 197-201.
- Fletcher, R.A., Gilley, A., Sankhla, N., Davis, T.D. 2000. Triazoles as plant growth regulator and stress protectants. *Horticultural Reviews*. **23**: 55-138.
- Fletcher, R.A., Hofstra, G. 1988. Triazoles as potential plant protectants. En: Sterol synthesis inhibitors in plant protections. (Berg, D., Plempel, M., eds.) Ellis Horwood Ltd., Cambridge, MA. pp. 321-331.
- Fletcher, R.A., A. Gilley, N. Sankhla, T.D. Davis. 2000. Triazoles as plant growth regulators and stress protectants. *Hortic*. **2**: 55–138.
- Flowers, T. J., Flowers, S. A., Hajibagheri, M. A. and Yeo, A. R. 1991. Ion accumulation in the cell walls of rice plants growing under saline condition: evidence for the Oertli hypothesis. *Plant Cell Environ*. **14**: 319-325.
- Grattan, S.R., Grieve, C.M. 1999. Salinity-mineral nutrient relations in horticultural crops. *Scientia Horticulturae*. **78**: 127-157.
- Greenway, H., Munns, R., 1980. Mechanisms of salt tolerance in nonhalophytes. *Ann. Rev. Plant Physiol*. **31**: 149–190.
- Grossmann, K.J. 1992. Plant growth retardants: their mode of action and benefit for physiological research. Proceedings of the 14th International Conference on Plant Growth Substances, Amsterdam: 788-797.
- Gucci, R., Xiloyannis, C. and Flore, J.A. 1991. Gas exchange parameters water relations and carbohydrate partitioning in leaves of field-grown *Prunus domestica* following fruit removal. *Physiolgia Plantarum*. **83**: 497-505.
- Hare P.D., W.A. Cress 1997. Metabolic implications of stress-induced proline accumulation in plants. *Plant Growth Regulation*. **21**: 79-102



- Harry A. y Jones Benton J.Jr. 1996. Plant Analysis Handbook II. Micro Macro Publishing Inc. Georgia, USA.
- HARVEY, B.M.; LU, BC.; FLETCHER, R.A. 1974. Benzyladenine accelerates chloroplast differentiation and stimulates photosynthetic enzyme activity in cucumber cotyledons. *Canadian Journal of Botany*. **52**: 2581-2586.
- Hasgawa, P.M., Bressan, S.A., Zhu, J.-K., Bohnert, H.J. 2000. Plant cellular and molecular responses to high salinity. *Annual review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology*. **51**: 463-499.
- Havaux, M., Grepping H. and Strasser RJ. 1991. Functioning of Photosystems I and II in pea leaves exposed to heat stress in the presence of absence of light. *Planta*. **186**: 88- 98.
- Ho, K., Nichols, C.G., Lederer, W.J., Lytton, J., Vassilev, P.M., Kanazirska, M.V., Hebert, S.C., 1993. Cloning and expression of an inwardly rectifying ATP-regulated potassium channel. *Nature*. **362**: 31–38.
- Ho, L.C., Adams, P. 1994. Regulation of the partitioning of dry matter and calcium in cucumber in relation to fruit growth and salinity. *Annals of Botany*. **73**: 539-545.
- Hsiao T. C., Acevedo, E., Fereres, E., Henderson, D. W. 1976. Stress metabolism, water stress growth and osmotic adjustment. *Philosophical Transactions Royal Society of London, Series B* 273: 479- 500.
- Ibrahim, K.M., Collins, J.C., Collin, H.A. 1991. Effects of salinity on growth and ionic composition of *Coleus blumei* and *Salvia splendens*. *J. Hort. Sci.* **66**: 215-222.
- Intrieri, C.; Silvestroni, O.; Turri, S. 1987. Uptake and transport of C paclobutrazol on vine grape seedlings. *Advances in Horticultural Sciences*. **1**: 15-19.
- Jarma,A. J., Morales, W. R., Mosquera, H. 2004. Efectos del cloruro de mepiquat en la fotosíntesis y parámetros del rendimiento en algodón (*Gossipium hirsutum* L.) var. Gossica. *Temas agrarios*. **9**(2): 5-12.
- Jung, J.; Rentzea, C.; Rademacher, W. 1986. Plant growth regulations with triazoles of the dioxanyl type. *Journal of Plant Growth Regulation*. **4**: 181-188.
- Kishor, A., Srivastav M., Dubey, A. K., Singh, A. K., Sairam, R. K., Pandey, R. N. and Dahuja, A. 2009. Paclobutrazol minimises the effects of salt stress in mango (*Mangifera indica* L.) *The Journal of Horticultural Science & Biotechnology*. [84](#)(4): 459-465.
- Klock, K. A. 1998. Influence of urban waste compost media and paclobutrazol drenches on impatiens growth. *HortScience*. **33**(2): 277-278.
- Kraus, T.E. and Fletcher, R.A. 1994. Paclobutrazol protects wheat seedlings from heat and paraquat injury. Is detoxification of active oxygen involved? *Plant and Cell Physiol.* **35**(1): 45-52

- Krause, G.H., WEIS E., 1991. Chlorophyll fluorescence and photosynthesis: the basics. *Annu. Rev. Plant Physiol.* **42**:313-349.
- Läuchli, A., Epstein, E. 1984. Mechanisms of salt tolerance in plants. *California Agriculture* **38**:18-1
- Leigh, R.A., Storey, R., 1993. Intercellular compartmentation of ions in barley leaves in relation to potassium nutrition and salinity. *J. Exp. Bot.* **261**:755–762.
- Lever, B.G. 1986. Cultar, a technical overview. *Acta Horticulturae*. **179**: 459-466
- Maathuis, F.J.M., Amtmann, A., 1999. K<sup>+</sup> nutrition and Na<sup>+</sup> toxicity: the basis of cellular K<sup>+</sup>/Na<sup>+</sup> ratios. *Ann. Bot.* **84**:123-133.
- Maxwell K, Johnson GN. 2000. Chlorophyll fluorescence – A practical guide. *Journal of Experimental Botany*. **51**: 659-668.
- Munns R. 2002. Comparative physiology of salt and water stress. *Plant Cell Environ.* **28**: 239-250.
- Munns, R. and Tester, M. 2008. Mechanisms of salinity tolerance. *Ann. Rev. Plant Biol.* **59**: 651-681.
- Navarro, A., Bañón, S., Olmos, E., Sánchez-Blanco, M.J. 2007. Effects of sodium chloride on water potential components, hydraulic conductivity, gas exchange and leaf ultrastructure of *Arbutus unedo* plants. *Plant Science*. **172**: 473-480.
- Neumann, P.M. 1997. Salinity resistance and plant growth revisited. *Plant Cell Environ.* **20**: 1193-1198
- Nieman R.H., Clark, R.A. 1976. Interactive effects of salinity and phosphorus nutrition on the concentrations of phosphate and phosphate esters in mature photosynthesizing corn leaves. *Plant Physiol.* **57**:157-161.
- Niu, G., D. Rodriguez, and L. Aguiniga. 2008. Response of growth and ion uptake of three rose rootstocks to saline water irrigation. *Hort- Science*. **43**:1479–1484.
- Osmond, C.B., Winter, K., and Ziegler, H. 1982. Functional significance of difference pathways of CO<sub>2</sub> fixation in photosynthesis. En: "Encyclopedia of Plant Physiology. New Series". Eds. Lange, O.P., Nobel, P.S, Osmond C.B. and Ziegler, H. pp. 479-547. Springer-Verlag. Berlin.
- Quilan, J.D.; Richardson, P.J. 1986. Uptake and translocation of paclobutrazol and implications for orchard use. *Acta Horticulturae* **179**: 443-451.
- Rademacher, W. 1989. Gibberellins: metabolic pathways and inhibitor of biosynthesis. En: Target sites of herbicide actions (Böger, P.; Sandmann, G.; Eds.). CRC Press, Boca Raton, Florida, USA.

- Rademacher, W. 1995. Growth retardants: biochemical features and applications in horticulture. *Acta Horticulturae* **394**: 57-73.
- Rhoades, J. D., Kandiah, A., Mashali, A. M. 1992. The use of saline waters for crop production. FAO Irrigation and Drainage paper 48.
- Rodríguez, P., Torrecillas, A., Morales, M.A., Ortuño, M.F., Sánchez-Blanco, M.J., 2005. Effects of NaCl salinity and water stress on growth and water relations of *Asteriscus maritimus* plants. *Environ. Exp. Bot.* **53**:113-123.
- Saeed, W. T. (2005). Pomegranate cultivars as affected by paclobutrazol, salt stress and change in fingerprints. *Bulletin of Faculty Agriculture*, **56**(3): 581-616.
- Saha, K.; Gupta, K. 1998. Effect of triazoles and CCC on growth, yield and metabolism of mung bean plants under salinity stress. *Indian Journal of Plant Physiology* **3**(2): 107-111.
- Sakhabutdinova, A.R., Fatkhutdinova, D.R., Shakirova, F.M. 2004. Effect of salicylic acid on the activity of antioxidant enzymes in wheat under conditions of salination. *Appl. Biochem. Microbiol.* **40**:501-505.
- Salim, M. 1989. Effect of salinity on ion uptake and growth of mung bean plants (*Vigna radiata* L.) *New Phytologist* **113**: 13–20.
- Scholander, P.F., Hammel, H.T., Bradstreet, E.D., Hemmingsen, E.A., 1965. Sap pressure in vascular plants. *Science*. **148**:339–346.
- Schroeder, J. I., Ward, J.M., Grassman, W. 1994. Perspectives on the physiology and structure of inward-rectifying K<sup>+</sup> channels in higher plants: biophysical implications for K<sup>+</sup> uptake. *Annu. Rev. Biophys. Biomol. Struct.* **23**:441-471.
- Senaratna, T., Mackay, C., Mckersie, B. and Fletcher, R. 1988. Uniconazole induced chilling tolerance in tomato and its relationship to antioxidant content. *Journal of Plant Physiology*, **133**: 56-61.
- Serrano, R. 1996. Salt tolerance in plants and microorganisms: toxicity targets and defense responses. *Int. Rev. Cytol.* **165**: 1-52.
- Shalhevet, J., Huck, M.G., Schroeder, B.P. 1995. Root and shoot growth responses to salinity in maize and soybean. *Agron. J.* **87**: 512–516.
- Siegel, M.R. 1981. Sterol-inhibiting fungicides: effects on sterol biosynthesis and sites and action. *Plant Disease*. **65**: 986-989.
- Silva, E. C., Nogueira, R.J.M.C., Araújo, F.P., Melo, N. F., André, D. A. N. 2008. Physiological responses to salt stress in young umbu plants. *ScienceDirect*. **63**: 147-157
- Slama, F. 1986. Intervention des racine dans la sensibilité ou la tolerance à NaCl de plantes cultivées. *Agronomie*. **6**:651-658.

- Soldatini, G. F. and Giannini, A. 1985. Influenza dello stress idrico e salino sulla fissazione della CO<sub>2</sub> esul metabolism aminoacidito in plantule di *Zea mays* L. *Agrochimica*. **29**: 74-88.
- Torrecillas, A., Rodríguez, P., Sánchez-Blanco, M.J. 2003 Comparison of growth, leaf water relations and gas exchange of *Cistus albidus* and *C. monspeliensis* plants irrigated with water of different NaCl salinity levels. *Scientia Horticulturae*. **97**: 353 - 368.
- Turner, N.C., 1988. Measurement of plant water status by the pressure chamber technique. *Irrig. Sci.* **9**: 289–308.
- Upadhyaya, A., Davis, T., Walser, R., Galbraith, A. and Sankhla, N. 1989. Uniconazole-induced alleviation of low temperature damage in relation to antioxidant activity. *Hort Science*, **24**: 955-957.
- Valdés, R., Puerto, P., Martins, J., Ochoa, J., Bañón, S. 2008. Adecuación del *Chrysanthemum coronarium* al cultivo en maceta por prohexadiona cálcica y paclobutrazol.
- Vernieri P., Mugnai S., Borghesi E., Petrognani L., Serra G. 2006. Non- chemical growth control of potted *Callistemon laevis*. *Agricoltura Mediterranea*.
- Vissers, C.; Fletcher, R.A.; Saxena, P.K. 1992. Thidiazuron stimulates expansion and greening in cucumber cotyledons. *Physiological and Molecular Biology of Plants* **1**: 21-26.
- Waisel, Y. 1972. Biology of halophytes (T.T. Kozloaski, ed.). Academic Press, New York.
- Wang, S.Y., Sun, T.; Faust, M. 1986. Translocation of paclobutrazol, a gibberellins biosynthesis inhibitor, in apple seedlings. *Plant Physiology* **82**: 11-14.
- Watson, G.W. 2001. Soil applied paclobutrazol affects root growth, shoot growth, and water potential of American elm seedlings. *Journal of Environmental Horticulture* **19**(3): 119-122.
- Wild, A. 1988. Russell's soil conditions and plant growth. Eleventh Edition, *Longman Scientific and Technical*. 991 pp.
- Willadino, L.G., Câmara, T.R. 2005. Aspectos fisiológicos do estresse salino em plantas. In: Nogueira, R.J.M.C., Araújo, E.L., Willadino, L.G., Cavalcante, U.M.T. (Eds.), *Estresses ambientais: danos e benefícios em plantas*. UFRPE, Imprensa Universitária, Recife, pp. 118-126.
- Wu, L., J. Chen, H. Lin, P. Van Mantgem, M. Ali Harivandi, and J.A. Harding. 1995. Effects of regenerant wastewater irrigation on growth and ion uptake of landscape plants. *J. Environ. Hort.* **13**:92–96.
- Wyn Jones, R.G., Gorham, J. 1983. Osmoregulation. En: *Encyclopedia of Plant Physiology*, vol. 12C. *Physiological Plant Ecology III* (Lange, O.L., Nobel, P.S.)
- York, A.C., 1983. Cotton cultivar response to Mepiquat Chloride. *Agron. J.* **75**: 663-667.

- Zekri, M. 1991. Effects of NaCl on growth and physiology of sour orange and Cleopatra mandarin seedlings. *Science Hortic.* **47**: 305-315.
- Zurayk, R., Tabbarah, D., Banbukian, L., 1993. Preliminary studies on the salt tolerance and sodium relations of common ornamental plants. *J. Plant Nutr.* **16**: 1309-1316.